



UNIVERSIDADE DE LISBOA

Faculdade de Medicina Veterinária

**RASTREIO DE PARASITAS GASTROINTESTINAIS E PULMONARES
EM GATOS DE GATIS NOS DISTRITOS DE LISBOA E SETÚBAL,
PORTUGAL**

ÍRIS TEIXEIRA CARVALHO

CONSTITUIÇÃO DO JÚRI

Doutora Isabel Maria Soares Pereira da
Fonseca de Sampaio

Doutor Luís Manuel Madeira de Carvalho

Doutor José Augusto Farraia e Silva Meireles

ORIENTADOR

Doutor Luís Manuel Madeira de
Carvalho

CO-ORIENTADORA

Dra. Maria João Dinis da Fonseca

2017

LISBOA



UNIVERSIDADE DE LISBOA

Faculdade de Medicina Veterinária

**RASTREIO DE PARASITAS GASTROINTESTINAIS E PULMONARES EM
GATOS DE GATIS NOS DISTRITOS DE LISBOA E SETÚBAL,
PORTUGAL**

ÍRIS TEIXEIRA CARVALHO

DISSERTAÇÃO DE MESTRADO INTEGRADO EM MEDICINA VETERINÁRIA

CONSTITUIÇÃO DO JÚRI

Doutora Isabel Maria Soares Pereira da
Fonseca de Sampaio

Doutor Luís Manuel Madeira de Carvalho

Doutor José Augusto Farraia e Silva Meireles

ORIENTADOR

Doutor Luís Manuel Madeira de
Carvalho

CO-ORIENTADORA

Dra. Maria João Dinis da Fonseca

2017

LISBOA

*There are two means of refuge from the miseries of
life: music and **cats**.*

Albert Schweitzer

If you can dream it, you can do it.

Walt Disney

Para: o meu Avô,

I'll see you on the other side of the stars.

Agradecimentos

Ao Professor Doutor Luís Madeira de Carvalho, o meu orientador, um profundo agradecimento por toda a orientação, incentivo, paciência e tempo dispendido na elaboração deste trabalho. Obrigada pela confiança e por todos os conhecimentos transmitidos de Parasitologia e Doenças Parasitárias desde cedo.

À Dr^a. Maria João Dinis da Fonseca, minha co-orientadora, por me ter concedido a possibilidade de estagiar no Hospital do Gato. Agradeço igualmente à restante equipa do Hospital do Gato: Filipa Santos, Joana Valente, Margarida Figueiredo, Rita Delgado, Sofia Bagarrão e Tatiana Fona; muito obrigada por toda a partilha de conhecimentos e ensinamentos de Medicina Felina.

À Dr^a. Lúdia Gomes, do Laboratório de Parasitologia e Doenças Parasitárias da FMV, pela boa disposição com que me recebeu e pela incansável ajuda e enorme disponibilidade na parte prática deste trabalho.

À Dr^a. Ana Margarida Alho por todo o seu entusiasmo e partilha de conhecimentos de *lungworms*. Não serão esquecidos!! Agradeço igualmente toda a ajuda e disponibilidade dispensadas na correção e revisão dos trabalhos publicados.

Ao Professor Doutor Jorge Correia pela inestimável ajuda nas necrópsias e histopatologia deste trabalho.

Ao Professor Telmo Nunes pela ajuda na análise estatística do presente trabalho.

À Dr^a. Vera Leiria, em representação da empresa “Hifarmax”, pela cedência de 20 kits *InPouchTM TF-Feline*, que possibilitaram a pesquisa de *Tritrichomonas foetus* e à Purina, pela cedência dos restantes 5 kits.

A todos os responsáveis e voluntários dos Gatis que colaboraram neste trabalho. Agradeço toda a paciência, disponibilidade e interesse manifestados neste estudo.

Aos meus colegas de faculdade pelo companheirismo e amizade demonstrados, especialmente: Daniela Ferreira, David Otero, Joana Cardoso e Sandra Curado.

Aos meus grandes Amigos pela amizade incondicional e intemporal: Carolina, Caty, Cristina, David, Luxa, Vidigal e prima Rita. Obrigada pela força e por acreditarem em mim. À Tânia, um especial obrigada pela amizade, apoio incondicional e pelo interesse manifestado neste trabalho. Desejo-te o maior sucesso possível na aventura que se sucede!

A realização e concretização deste sonho não seriam possíveis sem o inestimável apoio dos meus avós, que me receberam de braços abertos na sua casa durante estes anos de Faculdade. Ao meu Avô, agradeço toda a paixão e respeito que me incutiu pelo mundo animal desde cedo. Não estando presente fisicamente, sei que a efetiva concretização deste sonho, seria um momento de muito alegria. À minha Avó, agradeço todo o apoio, paciência e incentivo.

Aos meus pais, por me terem proporcionado todas as condições para a realização deste sonho. Obrigada por todo o apoio incondicional e pelo exemplo de profissionalismo e perfeccionismo. À minha mãe, que foi incansável, agradeço toda a paciência, ajuda e orientação na realização deste trabalho. Ao meu pai, sem o qual não teria sido possível a publicação dos resultados preliminares deste trabalho no congresso da ISFM, agradeço o apoio e companhia nesse mesmo congresso. À minha irmã, que, desde que nasceu, fez deste um lugar mais feliz! Que o gosto e respeito pelos animais se mantenham e que a bondade e generosidade permaneçam.

Um agradecimento muitíssimo especial ao Cristóvão, o meu “mais que tudo”, que desde cedo percebeu o meu fascínio pelo mundo felino e sugeriu a realização de um estágio no Hospital do Gato. Obrigada por toda a paciência, apoio, confiança, carinho e cumplicidade. Agradeço ainda a companhia nas idas aos vários gatis e nas intermináveis horas passadas no laboratório. Obrigada por teres acreditado em mim!

E por fim, aos meus animais, que inspiraram verdadeiramente este sonho, Zorbinha, Tango e as mais belas panterinhas deste mundo e arredores: Simone e Suzie, que, inadvertidamente, há 9 anos atrás, decidiram explorar o nosso quintal, concedendo-me a fabulosa oportunidade de conhecer o maravilhoso mundo felino desde então.

Resumo

RASTREIO DE PARASITAS GASTROINTESTINAIS E PULMONARES EM GATOS DE GATIS NOS DISTRITOS DE LISBOA E SETÚBAL, PORTUGAL

Os gatos são hospedeiros de diversos parasitas, sendo reconhecido o potencial zoonótico de alguns. O risco de transmissão aos humanos assumiu particular relevância nos últimos anos, devido à crescente popularidade do gato como animal de estimação. No entanto, são raros os estudos efetuados em Portugal sobre este tema, motivo pelo qual se procedeu a uma avaliação epidemiológica da fauna parasitológica gastrointestinal e pulmonar, em gatos mantidos em gatis, nos distritos de Lisboa e Setúbal.

Para o efeito, recolheram-se 260 amostras fecais distribuídas por ambos os distritos entre Julho e Novembro de 2015, sendo 169 provenientes de Lisboa e 91 de Setúbal. Foram submetidas a análise através de quatro técnicas coprológicas qualitativas: Flutuação de Willis, Sedimentação Natural, Método de Baermann e Esfregaço fecal. Foi ainda realizada uma pesquisa de *Tritrichomonas foetus* em 25 gatos através do meio de cultura *InPouch™ TF-Feline*. Observaram-se formas parasitárias em 43,5% das amostras (113/260), tendo sido detetadas infeções mistas em 18,1% (47/260) dos casos. O grupo predominante de parasitas foi a dos Protozoários (34,6%), seguido dos Nemátodes (33,8%) e Céstodes (1,5%). O nemátode *Toxocara cati* foi identificado em 18,1% das amostras, (47/260), correspondendo à maior prevalência, seguido de *Cystoisospora felis* identificado em 16,9% (44/260), *Cystoisospora rivolta* 11,2% (29/260), Ancylostomatidae 10,4% (27/260), *Aelurostrongylus abstrusus* 5,4% (14/259), *Cryptosporidium* spp. 4,4% (9/204), *Giardia* spp. 3,9% (8/204), Taeniidae 1,2% (3/260) e *Dipylidium caninum* 0,4% (1/260). Não foram detetadas formas parasitárias de *T. foetus*.

Os resultados comprovaram o elevado grau de parasitismo nos gatis estudados, em particular dos agentes zoonóticos das famílias Toxocaridae, Ancylostomatidae, Taeniidae e dos géneros potencialmente zoonóticos *Cryptosporidium* e *Giardia*. O número excessivo de animais nos gatis e consequente elevada proximidade, facilita a transmissão de parasitas com ciclos de vida diretos, o que pode justificar os resultados encontrados para *T. cati* e *Cystoisospora* spp.

A dependência financeira dos gatis dificulta a pronta e eficaz implementação de atitudes profiláticas e de controlo, tornando mais difícil a erradicação de parasitoses. Espera-se que a crescente sensibilização a nível da sociedade, favorecendo a Saúde e Bem-Estar Animal, com repercussão jurídica e política, possa de algum modo disponibilizar meios e melhores condições nos gatis.

Palavras-chave: gatos, parasitas gastrointestinais, parasitas pulmonares, gatis, Lisboa, Setúbal, Portugal

Abstract

GASTROINTESTINAL AND LUNG PARASITES SURVEY IN SHELTER CATS FROM LISBON AND SETÚBAL DISTRICTS, PORTUGAL

Cats host numerous parasites, some of which are responsible for important zoonoses. Moreover, the increasing popularity of cats as companion animals may increase the risk of transmission of these agents to humans. Nevertheless, in Portugal few studies have been conducted to address this subject. Therefore, an epidemiological survey was performed to assess the prevalence of gastrointestinal and lung parasites among shelter cats from Lisbon and Setúbal districts, two main highly populated urban areas in Portugal.

Between July and November 2015, 260 faecal samples were randomly collected and analysed using qualitative coprological techniques: Willis flotation, natural sedimentation, faecal smear and Baermann technique. Additionally, it was conducted a *Tritrichomonas foetus* survey in 25 cats using *InPouch™ TF-Feline* culture method. Overall, 43.5% (113/260) of the samples were positive for parasitic agents and 18.1% (47/260) showed co-infections. Protozoa was the most prevalent group (34.6%), followed by nematodes (33.8%) and cestodes (1.5%). The genera/species detected were *Toxocara cati* with 18.1% (47/260), followed by *Cystoisospora felis* 16.9% (44/260), *Cystoisospora rivolta* 11.2% (29/260), Ancylostomatidae 10.4% (27/260), *Aelurostrongylus abstrusus* 5.4% (14/259), *Cryptosporidium* spp. 4.4% (9/204), *Giardia* species 3.9% (8/204), Taeniidae 1.2% (3/260) and *Dipylidium caninum* 0.4% (1/260). *T. foetus* was not identified.

These results reveal a high level of parasitism in the shelters assessed, mainly by zoonotic agents from Toxocaridae and Ancylostomatidae families, and at a lower level by Taeniidae family and *Cryptosporidium/Giardia* species. Shelter overcrowding and the consequent close contact between animals, increases the likelihood of parasite transmission for parasites with direct life cycles, which may explain the results found for *T. cati* and *Cystoisospora* species.

The lack of funding in animal shelters constitutes a real challenge in the implementation of regular prophylactic measures and disease management. The difficulties in managing these parasites, contributes to the infections, compromising animal health and welfare. It is expected that the increasing awareness on animal welfare in our society, may gather the means for achieving better conditions in animal shelters.

Key-Words: cats, gastrointestinal parasites, lung parasites, shelters, Lisboa, Setúbal, Portugal

Índice

Agradecimentos.....	iii
Resumo.....	v
Abstract	vi
Lista de Figuras	xi
Lista de Tabelas.....	xiii
Lista de Gráficos	xiv
Lista de Abreviaturas, Siglas e Símbolos.....	xv
Capítulo I: Atividades Desenvolvidas durante o Estágio Curricular.....	1
1. Estágio em Clínica de Animais de Companhia.....	1
1.1. Caso clínico de infecção por <i>Tritrichomonas foetus</i> assistido no Hospital do Gato.....	3
2. Estágio no Laboratório de Parasitologia e Doenças Parasitárias da FMV-ULisboa	5
Capítulo II: Introdução	7
Capítulo III: Revisão Bibliográfica	8
1. Protozoários Gastrointestinais.....	8
1.1. <i>Cystoisospora</i> spp.	8
1.1.1. Ciclo Biológico	8
1.1.2. Epidemiologia	10
1.1.3. Sinais clínicos e fisiopatologia.....	11
1.1.4. Diagnóstico.....	11
1.1.5. Tratamento e profilaxia	11
1.2. <i>Cryptosporidium</i> spp.....	12
1.2.1. Ciclo Biológico	12
1.2.2. Epidemiologia	13
1.2.3. Sinais clínicos e fisiopatologia.....	13
1.2.4. Diagnóstico.....	14
1.2.5. Tratamento e profilaxia	15
1.3. <i>Giardia</i> spp.....	16
1.3.1. Ciclo Biológico	16
1.3.2. Epidemiologia	16
1.3.3. Sinais clínicos e fisiopatologia.....	17
1.3.4. Diagnóstico.....	18
1.3.5. Tratamento e profilaxia	19
1.4. <i>Tritrichomonas foetus</i>	20

1.4.1. Ciclo Biológico.....	21
1.4.2. Epidemiologia e fatores de risco.....	21
1.4.3. Sinais clínicos e fisiopatologia	24
1.4.4. Diagnóstico.....	25
1.4.5. Tratamento.....	27
2. Nematoda.....	27
2.1. <i>Toxocara cati</i>	28
2.1.1. Ciclo biológico	28
2.1.2. Epidemiologia.....	29
2.1.3. Sinais clínicos e fisiopatologia	30
2.1.4. Diagnóstico.....	31
2.1.5. Tratamento e profilaxia	32
2.2. Família Ancylostomatidae.....	33
2.2.1. Ciclo Biológico.....	33
2.2.2. Epidemiologia.....	33
2.2.3. Sinais clínicos e fisiopatologia	34
2.2.4. Diagnóstico.....	35
2.2.5. Tratamento e profilaxia	36
2.3. <i>Aelurostrongylus abstrusus</i>	36
2.3.1. Ciclo Biológico.....	36
2.3.2. Epidemiologia.....	37
2.3.3. Sinais clínicos e fisiopatologia	38
2.3.4. Diagnóstico.....	40
2.3.5. Tratamento.....	42
3. Céstodes.....	43
3.1. Famílias Taeniidae e Dipylidiidae.....	44
3.1.1. Ciclo Biológico.....	45
3.1.2. Epidemiologia.....	45
3.1.3. Sinais clínicos	47
3.1.4. Diagnóstico.....	47
3.1.5. Tratamento e profilaxia	47
4. Considerações sobre aspetos zoonóticos	49
Capítulo IV: Pesquisa de Parasitas Gastrointestinais e Pulmonares em Gatos de Gatis nos Distritos de Lisboa e Setúbal	50
1. Objetivos.....	50
2. Material e métodos	50
3. Caracterização das amostras.....	50

3.1.	Caraterização da amostra e área geográfica em estudo	50
3.2.	Caraterização dos gatis e população em estudo	52
3.2.1.	Gatis estudados no distrito de Lisboa.....	52
3.2.1.1.	Gatil da Amadora	52
3.2.1.2.	Gatil de Azambuja.....	53
3.2.1.3.	Gatil de Cascais.....	54
3.2.1.4.	Gatil de Alverca	54
3.2.1.5.	Gatil de Lisboa (Monsanto).....	55
3.2.2.	Gatis estudados no distrito de Setúbal.....	56
3.2.2.1.	Gatil do Barreiro.....	56
	56
3.2.2.2.	Gatil da Moita.....	57
3.2.2.3.	Gatil de Setúbal	57
3.3.	Colheita, transporte e acondicionamento das amostras	58
4.	Métodos de Diagnóstico.....	59
4.1.	Pesquisa de parasitas gastrointestinais e pulmonares	59
4.1.1.	Flutuação de Willis e Sedimentação Natural.....	59
4.1.2.	Esfregaço Fecal	60
4.1.3.	Técnica de Baermann	60
4.1.4.	Pesquisa de <i>T. foetus</i> pelo método <i>InPouch™ TF-Feline</i>	61
4.1.5.	Necrópsias	63
4.2.	Análise Estatística	63
5.	Resultados	64
5.1.	Pesquisa de parasitas gastrointestinais e pulmonares a partir de amostras fecais	64
5.1.1.	Resultados globais.....	64
5.1.2.	Resultados globais a nível distrital.....	66
5.1.2.1.	Resultados observados no distrito de Lisboa.....	67
5.1.2.2.	Resultados observados no distrito de Setúbal	68
5.1.2.	Resultados por parasita.....	68
5.1.2.1.	<i>Toxocara cati</i>	68
5.1.2.2.	<i>Cystoisospora</i> spp.	69
5.1.2.3.	<i>Ancylostomatidae</i>	70
5.1.2.4.	<i>Aelurostrongylus abstrusus</i>	71
5.1.2.5.	<i>Cryptosporidium</i> spp.	73
5.1.2.6.	<i>Giardia</i> spp.....	74
5.1.2.7.	<i>Taeniidae</i>	75
5.1.2.8.	<i>Dipylidium caninum</i>	76
5.2.	Pesquisa de <i>T. foetus</i>	76

5.3. Resultados da Técnica de Necrópsia	77
6. Discussão.....	82
Capítulo V: Conclusão	96
Capítulo VI: Bibliografia.....	98
Anexos.....	117
Anexo A – Indicações para preparação do Ronidazol pela Sociedade Internacional de Medicina Felina	117
Anexo B – Comunicação oral apresentada no VI Encontro de Formação da Ordem dos Médicos Veterinários em Dezembro de 2015.	118
Anexo C – Poster apresentado no Congresso da Sociedade Internacional de Medicina Felina de 29 de Junho a 3 de Julho de 2016.....	119
Anexo D – Poster apresentado no 7º Encontro de Formação da Ordem dos Médicos Veterinários em Novembro de 2016.	120

Lista de Figuras

Figura 1 - Carcinoma das células escamosas com localização sub-lingual (Caso clínico observado no Hospital do Gato (Originais)).....	2
Figura 2 - Remoção de corpo estranho linear (agulha e linha de costura) do Intestino Delgado (Caso clínico observado no Hospital do Gato (Original)).....	2
Figura 3 - Amostra fecal produzida após cinco dias de tratamento com Ronidazol (Fotografia gentilmente cedida por Dr ^a . Joana Valente).	3
Figura 4 - Ciclo Biológico de <i>Cystoisospora</i> spp. (adaptado de Greene, 2006).	10
Figura 5 - Quistos de <i>Giardia</i> spp. (Coloração Ziehl-Neelsen modificada) (Originais).	18
Figura 6 – Anusite e incontinência fecal num gato infetado por <i>T. foetus</i> (Gookin, 2015).	24
Figura 7 – Formas adultas de <i>Toxocara cati</i> identificadas em fezes de felídeo (Original).	31
Figura 8 - Ovo de Ancylostomatidae (Original).	35
Figura 9 - Gata infetada por <i>A. abstrusus</i> , com respiração de boca aberta (Original).	39
Figura 10 - Larva L1 de <i>A. abstrusus</i> (Original).	41
Figura 11 – Céstodes adultos expelidos em vômito de gato doméstico após desparasitação (Original).	44
Figura 12 – Verme adulto de <i>Taenia taeniaeformis</i> (Original).	45
Figura 13 – Gatil da Amadora (Originais).	53
Figura 14 - Gatil de Cascais (Fotografias gentilmente cedidas por Anne Ornelas).	54
Figura 15 - Gatil de Alverca (Fotografias gentilmente cedidas por Marília Duarte).	55
Figura 16 – Gatil de Monsanto. A: Gatil e zona envolvente; B: Gato no espaço exterior ao gatil; C e D: Gatil (Originais).	55
Figura 17 - Gatil do Barreiro. A e B: Gatil principal; C e D: Segundo gatil (Originais).	56
Figura 18 - Gatil da Moita (Originais).	57
Figura 19 - Gatil de Setúbal (Fotografias gentilmente cedidas pela Associação Sobreviver).	58
Figura 20 - Flutuação de Willis (Original).	60
Figura 21 - Copos cónicos com amostras fecais submersas em água durante o período da sedimentação da Técnica de baermann (Original).	61
Figura 22 - Meio de cultura <i>InPouchTM TF-Feline</i> (Fonte: Bio-Med Diagnostics).	62
Figura 23 - A: Colheita rectal; B: Inoculação de material fecal no meio de cultura (Originais).	62
Figura 24 - A: Meio de Cultura <i>InPouchTM TF-Feline</i> ; B: Meio de Cultura <i>InPouchTM TF-Feline</i> no microscópio ótico (Originais).	63
Figura 25 - Ovos de <i>Toxocara cati</i> (Originais).	69
Figura 26 - A: Oocisto de <i>C. felis</i> ; B e C: Oocistos de <i>C. rivolta</i> ; D e E: Oocistos de <i>C. felis</i> e <i>C. rivolta</i> (*) (Originais).	70
Figura 27 - Ovos de Ancilostomatídeos em diferentes estádios de evolução - A, C e D: Fase de mórula; B: Fase de larva (Larva L1) (Originais).	71

Figura 28 - A, B e C: Larvas L1 de <i>A. abstrusus</i> ; D: Ampliação da extremidade anterior - cônica com esófago linear; E: Ampliação da extremidade posterior - processo digitiforme na cauda (Originais)..	72
Figura 29 - Oocistos de <i>Cryptosporidium</i> spp. (Coloração Ziehl-Neelsen modificada) (Originais).....	73
Figura 30 - Quistos de <i>Giardia</i> spp. (↓) (Coloração Ziehl-Neelsen modificada) (Originais).	74
Figura 31 - Ovos da família Taeniidae com embrião hexacanto no seu interior (Originais).....	75
Figura 32 - Cápsula ovígera de <i>D. caninum</i> detetada pela técnica de sedimentação natural (Original).	76
Figura 33 - Pneumonia granulomatosa com congestão e lesões nodulares (Originais).....	77
Figura 34 - Pleurisia sero-fibrinosa hemorrágica e sinfisiária (Originais).	77
Figura 35 - L1 e ovos de <i>A. abstrusus</i> no Esfregaço Pulmonar por Aposição (100×) (Original).....	78
Figura 36 - Ovos embrionados e ovos com L1 de <i>A. abstrusus</i> na técnica de Baermann a partir de fragmento de pulmão (100×) (Originais).....	78
Figura 37 - Imagens histológicas de pulmão (Originais).....	79
Figura 38 - Verme adulto de <i>Taenia taeniaeformis</i> encontrado em necrópsia (Original).....	80
Figura 39 - Extremidades anteriores de vermes adultos detetados em necrópsia. A: <i>Toxocara cati</i> ; B: <i>Taenia taeniaeformis</i> (Originais).....	80

Lista de Tabelas

Tabela 1 - Prevalência de <i>T. foetus</i> a nível mundial de acordo com a cronologia ascendente da respectiva data de publicação do estudo.....	22
Tabela 2 – Resumo das taxas de prevalência de <i>A. abstrusus</i> na Europa, por ordem cronológica de publicação do estudo.	38
Tabela 3 – Aspetos zoonóticos dos agentes referidos na revisão bibliográfica.	49
Tabela 4 - Co-infecções observadas nos gatis analisados.	65
Tabela 5 – Comparação entre as prevalências obtidas nos dois distritos estudados.	67
Tabela 6 – Prevalências detetadas nos gatis estudados no distrito de Lisboa.	67
Tabela 7 - Prevalências detetadas nos gatis estudados no distrito de Setúbal.....	68
Tabela 8 - Distribuição e prevalência dos parasitas observados nos gatis estudados.....	81

Lista de Gráficos

Gráfico 1 – Distribuição das amostras por gatil.	51
Gráfico 2 – Percentagem de classes infetadas por parasitas gastrointestinais e pulmonares.....	64
Gráfico 3 - Prevalência de infecções parasitárias nos gatis analisados.	66
Gráfico 4 - Prevalência de <i>Toxocara cati</i> nos gatis estudados.	68
Gráfico 5 - Prevalência de <i>Cystoisospora</i> spp. nos gatis estudados.	70
Gráfico 6 - Prevalência de Ancylostomatidae nos gatis estudados.	71
Gráfico 7 - Prevalência de <i>A. abstrusus</i> nos gatis estudados.....	72
Gráfico 8 - Prevalência de <i>Cryptosporidium</i> spp. nos gatis estudados.....	73
Gráfico 9 - Prevalência de <i>Giardia</i> spp. nos gatis estudados.	74
Gráfico 10 - Prevalência da família Taeniidae nos gatis estudados.	75

Lista de Abreviaturas, Siglas e Símbolos

BID – *Bis in die* (duas vezes por dia)
CAPC – *Companion Animal Parasite Council*
CED – Captura, Esterilização e Devolução
ELISA – *Enzyme-Linked Immunosorbent Assay*
ESCCAP - *European Scientific Counsel Companion Animal Parasites*
E.U.A. – Estados Unidos da América
FeLV – Vírus da Leucemia Felina
FIV – Vírus da Imunodeficiência Felina
FMV- Faculdade de Medicina Veterinária
HI – Hospedeiro Intermediário
HP - Hospedeiro Paraténico
IC – Intervalo de Confiança
IPMA – Instituto Português do Mar e da Atmosfera
L1 – Larva de primeiro estágio
L2 – Larva de segundo estágio
L3 – Larva de terceiro estágio
L4 – Larva de quarto estágio
L5 – Larva de quinto estágio
LPG – Larvas por grama
kg - quilograma
mg - miligrama
mm – milímetro
ml - mililitro
cm - centímetro
 μm – micrómetro
PCR – *Polymerase chain reaction*
Per os – Administração pela via oral
Ppp – Período pré-patente
SID – *Semel in die* (uma vez por dia)
spp. – Espécies
Syn – *synonym* (sinónimo)
T; Temp - Temperatura
TID – *Ter in die* (três vezes por dia)
UL – Universidade de Lisboa
= - Igual
< - Menor que

> - Maior que

® - Marca registada

% - Percentagem

°C – Grau Celsius

Capítulo I: Atividades Desenvolvidas durante o Estágio Curricular

O estágio decorreu entre Dezembro de 2013 e Maio de 2014 e entre Julho e Novembro de 2015.

Foi constituído essencialmente por duas áreas:

- ✓ Clínica de animais de companhia
- ✓ Rastreio epidemiológico de parasitas gastrointestinais e pulmonares em gatos mantidos em gatis

1. Estágio em Clínica de Animais de Companhia

Foi realizado em Lisboa, no Hospital do Gato, um dos locais que se dedica exclusivamente à prática da medicina felina, no período compreendido entre 2 de Dezembro de 2013 e 3 de Maio de 2014.

A aluna assistiu e colaborou em consultas, participou na contenção dos animais e foi adquirindo competência em diversos procedimentos como desparasitação, administração de medicação, vacinação e fluidoterapia sub-cutânea. Frequentemente, após consulta, houve esclarecimentos adicionais ou discussão do caso clínico (diagnósticos diferenciais, exames complementares, tratamento e prognóstico) com o veterinário assistente, tendo tido a oportunidade de observar um caso de carcinoma sub-lingual (Fig. 1). Sempre que solicitada, participou na realização de radiografias, assistência de ecografias e interpretação das mesmas, sob orientação do veterinário assistente. Frequentemente foi responsável pela anestesia e monitorização, assim como pelo recobro cirúrgico do animal. Progressivamente foi contatando e colaborando com situações mais complexas, como cirurgias de tecidos moles, incluindo a remoção de corpo estranho linear (Fig. 2), e de foro ortopédico, sendo. Em situações de urgência, colaborou igualmente na prestação de cuidados médico-veterinários. No serviço de internamento, a aluna era responsável pela alimentação e monitorização clínica dos animais (exames físicos, monitorização da pressão arterial), pela administração atempada da medicação, realização de colheitas de sangue, colocação de catéteres venosos periféricos, assim como a aferição das máquinas perfusoras, limpeza de feridas e elaboração de pensos, interpretação de análises laboratoriais (hemograma, bioquímicas, ionograma, deteção e identificação de cristalúria, interpretação de tiras urinárias, deteção e identificação de parasitas através de citologias fecais) e limpeza regular das boxes. De modo paralelo era igualmente responsável pela alimentação, higiene e limpeza regular das boxes de animais para adopção e em regime de hotel. Sempre que solicitada, colaborava nos banhos e tosquias.

Figura 1 - Carcinoma das células escamosas com localização sub-lingual (Caso clínico observado no Hospital do Gato (Originais)).

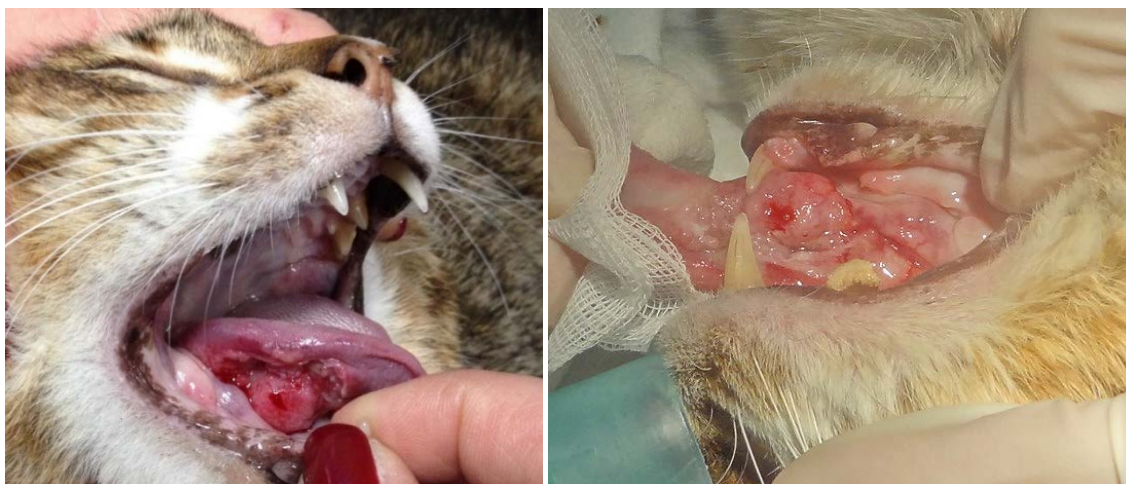
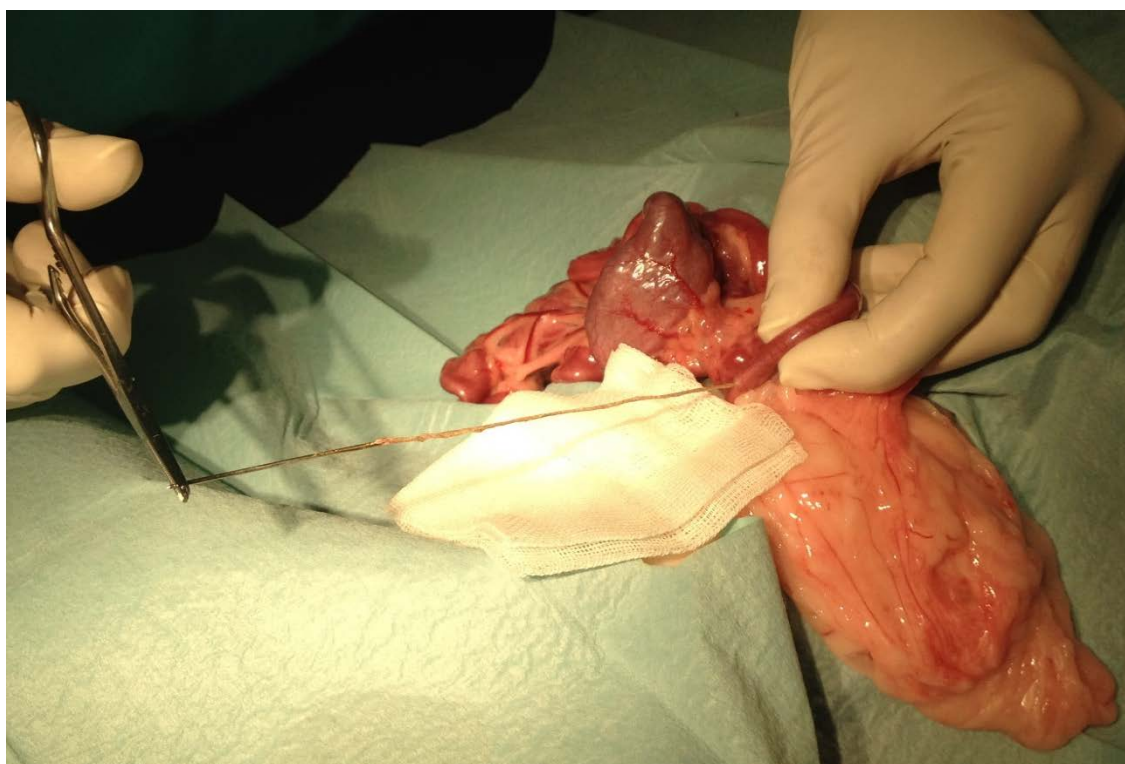


Figura 2 - Remoção de corpo estranho linear (agulha e linha de costura) do Intestino Delgado (Caso clínico observado no Hospital do Gato (Original)).



1.1. Caso clínico de infecção por *Tritrichomonas foetus* assistido no Hospital do Gato

Foi solicitada consulta de 2ª opinião no Hospital do Gato para um gato com diarreia crônica. Era uma fêmea (não esterilizada), de 5 meses de idade, raça Persa, com um peso de 2,600kg. Estava vacinada, desparasitada e não tinha acesso ao exterior.

Apresentava diarreia com evolução de 6 semanas, apresentando 4 a 5 dejeções diárias, de pequena quantidade, acastanhadas e fétidas associadas a incontinência fecal ocasional. Foi referido pela proprietária, que este quadro estava presente desde a sua aquisição em contexto de criador de animais. Coabitava com outra gata de 10 de anos de idade, igualmente de raça Persa que não apresentava diarreia ou outros sinais.

Foi observada três semanas antes da presente consulta, tendo sido prescrito Metronidazol, na dose de 25mg/kg, *per os*, BID, durante 15 dias, sem melhoria.

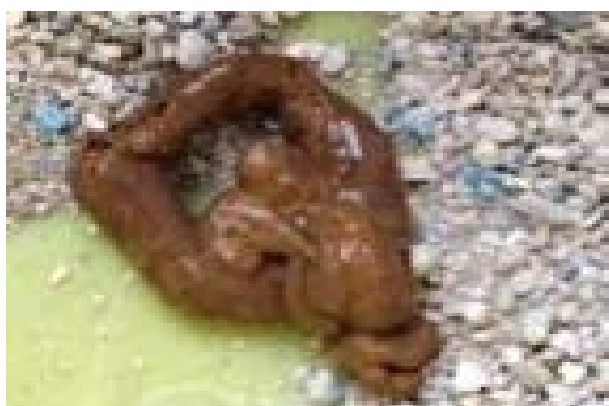
Ao exame físico constatou-se que a gata apresentava baixa condição corporal (3/9), otite e ligeira inflamação da mucosa rectal com algumas fezes secas junto ao ânus.

Foi efetuada avaliação analítica que incluiu hemograma, perfil bioquímico e teste rápido FIV/FeLV. As análises estavam normais com exceção de eosinofilia ($2,07 \times 10^9/L$; valores de refª: $0-1 \times 10^9/L$). O teste FIV/FeLV foi negativo.

O esfregaço fecal direto realizado a partir de fezes frescas e observado ao microscópio ótico, não demonstrou a presença de parasitas, pelo que se progrediu o estudo recorrendo a técnica de PCR a partir das fezes. Foi identificado *Tritrichomonas foetus*, *Clostridium perfringens* Alfa-Toxina e Coronavírus.

Instituiu-se terapêutica com Ronidazol, na dose de 20mg/kg, SID. Após 5 dias de tratamento, constatou-se diminuição do número de dejeções e aumento da sua consistência (Fig. 3) associado a ligeiro aumento de peso do animal.

Figura 3 - Amostra fecal produzida após cinco dias de tratamento com Ronidazol (Fotografia gentilmente cedida por Drª. Joana Valente).



Não foram observados efeitos adversos com a dose administrada, pelo que se aumentou para 30mg/kg durante 14 dias. Associou-se um suplemento nutricional contendo um probiótico (*Fortiflora®*), durante um mês, cobalamina, SC, uma vez por semana durante 4 semanas e dieta intestinal de prescrição veterinária.

No final da terapêutica as fezes apresentavam aspeto normal e o peso corporal era superior a 3kg.

Nos 18 meses seguintes não foram registadas alterações na frequência e consistência fecais, de acordo com a proprietária.

2. Estágio no Laboratório de Parasitologia e Doenças Parasitárias da FMV-ULisboa

O estágio foi realizado no Laboratório de Parasitologia da Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa (FMV-ULisboa) entre Julho e Novembro de 2015.

Durante esse período, foram analisadas e processadas 260 amostras fecais, segundo técnicas coprológicas qualitativas, de gatos mantidos em gatis. Adicionalmente, foi realizada uma pesquisa de *Tritrichomonas foetus* de 25 gatos de gatis, através do meio de cultura *InPouchTM TF-Feline*.

Executaram-se igualmente três necrópsias de gatos infetados por *Aelurostrongylus abstrusus*, cedidos por um dos gatis estudados, com a colaboração do serviço de Anatomia Patológica, em particular do Prof. Doutor Jorge Correia.

Capítulo II: Introdução

A Medicina Felina constitui uma área de especialização emergente em Medicina Veterinária, assistindo-se nos últimos anos a um aumento do número de Centros de Atendimento Médico Veterinários “cat-friendly” ou exclusivamente dedicados a este animal. Estima-se que o gato seja atualmente o principal animal de estimação nos grandes centros urbanos e em cerca de 17% das habitações portuguesas existe pelo menos um gato (Veterinária Atual, 2013). No entanto, esta crescente popularidade não se associou a um aumento do número de estudos parasitológicos, sendo escassas as publicações sobre parasitoses gastrointestinais e pulmonares em gatos, contrastando com a informação disponível para cães de companhia (Payo-Puente et al, 2008; Duarte et al., 2010; Ferreira et al., 2011; Nabais et al., 2014; Waap, Gomes & Nunes, 2013).

Os gatos domésticos podem ser infetados por um largo espetro de endoparasitas, que podem ser responsáveis por elevadas taxas de morbilidade e mortalidade, dependendo da espécie, carga parasitária, idade, imunidade e doenças concomitantes do hospedeiro. Adicionalmente, alguns destes parasitas, nomeadamente os pertencentes às espécies *Toxocara cati*, *Dipylidium caninum*, *Toxoplasma gondii*, algumas espécies dos géneros *Giardia* spp. e *Cryptosporidium* spp. e famílias Ancylostomatidae e Taeniidae, apresentam potencial zoonótico, que associado à maior proximidade atual entre humanos e gatos, acentua a preocupação relativamente às consequências dessa exposição.

Os comportamentos exibidos pelos gatos (como a predação e o “grooming”), associados por vezes a acesso ilimitado ao exterior, tornam-nos animais de risco para aquisição de infeções parasitárias. São particularmente suscetíveis a este tipo de infeções, principalmente se tiverem acentuado instinto predatório, adquirindo formas parasitárias pelo consumo de roedores, aves e outros animais infetados. Paralelamente, os gatos que habitem locais com elevada densidade animal (abrigos, gatis de criação e casas que alberguem vários gatos) apresentam elevado risco de adquirir infeções parasitárias. O contato próximo entre animais, possibilita a transmissão de parasitas com ciclos de vida diretos e respetiva perpetuação, pelo que estas instalações deverão cumprir adequadas medidas profiláticas e higio-sanitárias.

Desta forma, procurámos incidir o nosso estudo em parasitas gastrointestinais de gatos residentes em gatis e abrigos de Lisboa e Setúbal, dada a sua importância em animais de grandes centros urbanos, quer pela sua prevalência e facilidade de transmissão, quer pelo seu impacto em Saúde Pública e Animal.

Capítulo III: Revisão Bibliográfica

1. Protozoários Gastrointestinais

Os gatos podem ser parasitados por vários protozoários intestinais, como coccídias pertencentes ao filo Apicomplexa (*Cystoisospora* spp., *Cryptosporidium* spp., *Toxoplasma gondii*, *Sarcocystis* spp., *Hammondia* spp.) e flagelados pertencentes ao filo Sarcomastigophora (*Giardia* spp., *Tritrichomonas foetus*). Estes parasitas partilham algumas características, como afetar predominantemente animais mais jovens e apresentar patogenicidade variável em que o quadro clínico pode ser inespecífico e de diagnóstico difícil por técnicas coprológicas (frequente ocorrência de falsos negativos) ou apresentarem-se assintomáticos. Quando existe indicação clínica para intervenção terapêutica não se reconhecem fármacos eficazes, o que pode justificar utilização de fármacos não licenciados. Podem ainda ocorrer concomitantemente infeções mistas por agentes bacterianos ou virais (ESCCAP, 2011).

1.1. *Cystoisospora* spp.

A infeção por *Cystoisospora* spp. é bastante comum em gatos domésticos, sendo referidas duas espécies: *Cystoisospora felis* e *Cystoisospora rivolta* (Bowman, 2014). Têm sido objeto de estudo pela possibilidade de desencadear doença intestinal, principalmente em animais jovens (Joachim & Hinney, 2015).

Os oocistos são excretados para o exterior, numa forma não esporulada. Aquando da esporulação, dividem-se em dois esporocistos, contendo quatro esporozoítos cada (Bowman, Hendrix, Lindsay & Barr, 2002; Joachim & Hinney, 2015).

1.1.1. Ciclo Biológico

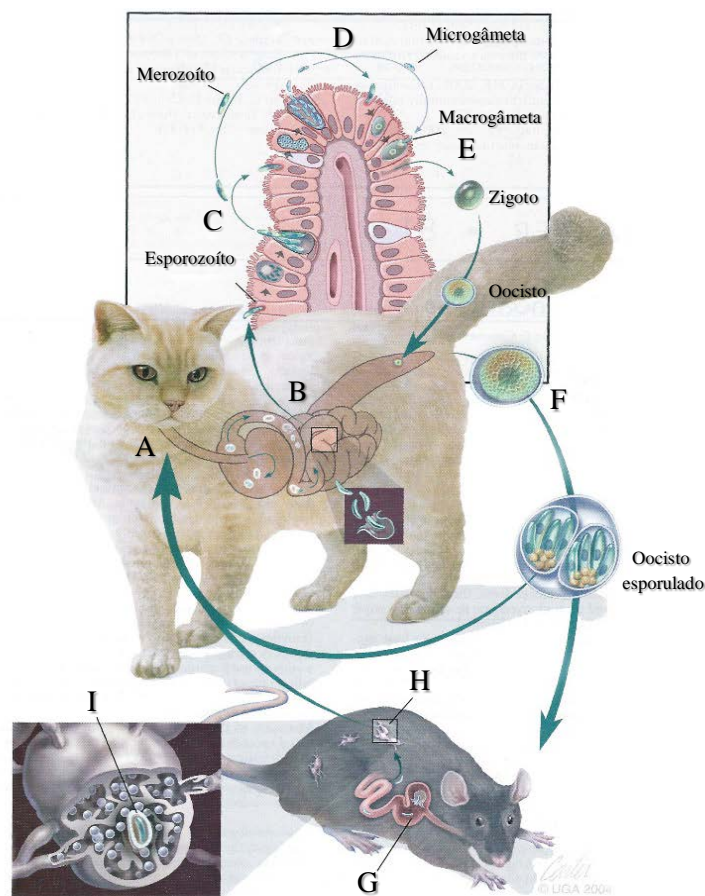
A infeção por *Cystoisospora* spp. pode ser adquirida pela ingestão de oocistos esporulados presentes no meio ambiente (ESCCAP, 2011) ou pela ingestão de hospedeiros paraténicos (HP) (pequenos roedores) infetados por bradizoítos (Urquhart, Armour, Duncan, Dunn & Jennings, 1996; Dubey & Greene, 2006). A maioria dos animais infetados são gatos muito jovens, pelo que a via mais importante e com maior interesse epidemiológico é pela ingestão dos oocistos (Joachim & Hinney, 2015).

O ciclo de vida inclui fases de reprodução assexuadas e sexuadas, ocorrendo principalmente nos enterócitos dos intestinos delgado (particularmente da porção posterior), e grosso (Fig. 4) (Bowman et al., 2002).

Após ingestão dos oocistos esporulados (Fig. 4A), os esporozoítos são libertados no lúmen intestinal (Fig. 4B), invadem os enterócitos e transformam-se posteriormente em trofozoítos. Estes dividem-se por fissão binária e originam um esquizonte constituído por múltiplos merozoítos que se libertam quando há rutura da célula intestinal hospedeira e capazes de invadir células intestinais adjacentes (Fig. 4C). Os merozoítos originam macrogametócitos e microgametócitos constituindo o início da reprodução sexuada (Fig. 4D). O microgametócito divide-se em microgâmetas, que se libertam por rutura da célula hospedeira e um fertiliza o macrogâmeta, originando um zigoto (Fig. 4E). Este, passa a ser designado por oocisto quando adquire uma parede cística, e será nesta forma expelido para o exterior (Fig. 4F), onde ocorrerá esporulação (Urquhart et al., 1996; Dubey & Greene, 2006) que pode ocorrer em 12h, dependendo das condições ambientais (Lappin, 2010). Se os oocistos esporulados forem ingeridos por um HP (Fig. 4G), os esporozoítos atravessam a parede intestinal, migram para os gânglios linfáticos mesentéricos ou outros tecidos extra-intestinais (Fig. 4H) e após processo de enquistamento, passam a designar-se por bradizoítos (Fig. 4I). Se ocorrer replicação desses quistos, o hospedeiro é considerado intermediário. Caso contrário designa-se por HP. Estes quistos podem permanecer nos tecidos extra-intestinais dos hospedeiros definitivos ou paraténicos, permanecendo infetantes para os primeiros, sendo em gatos uma fonte de re-infecção intestinal (Frenkel & Dubey, 1972).

O período pré-patente (ppp) varia entre 4 a 7 dias e 7 a 11 dias, no caso de infeções por *C. rivolta* e *C. felis*, respetivamente. O período patente (pp) varia entre 10 a 11 dias para *C. felis* e 2 semanas para *C. rivolta* (Petry, Kruehwagen, Kampkoetter & Krieger, 2011).

Figura 4 - Ciclo Biológico de *Cystoisospora* spp. (adaptado de Greene, 2006).



Legenda da Figura 4 – A: Ingestão dos oocistos pelo HD; B: Excisão dos oocistos no intestino delgado; C: Esquizogonia; D: Gametogonia; E: Fertilização do macrogâmeta pelo microgâmeta originando um zigoto; F: Eliminação do oocisto não esporulado; G: Excisão dos oocistos ingeridos no HI/HP; H: Migração dos esporozoítos para os linfonodos; I: Transformação em quistos monozoítos

1.1.2. Epidemiologia

Os parasitas do género *Cystoisospora* estão amplamente distribuídos a nível mundial (Bowman et al., 2002; Lappin, 2010), sendo a espécie *C. felis* aparentemente mais prevalente (Nichol, Ball & Snow, 1981).

Em Portugal, na área metropolitana de Lisboa, Waap et al., (2013), detetaram prevalências de 46,3% e 14,2% respetivamente para *C. rivolta* e *C. felis* após necrópsia de 162 gatos errantes. Duarte et al., (2010), por técnicas coprológicas, identificaram prevalências de 5,4% para *C. felis* na mesma área, em 74 gatos errantes, e em Évora, Ferreira et al., (2011) reportaram 4,5% de *Cystoisospora* spp., resultado obtido por técnicas coprológicas, em 20 gatos domésticos e 2 de gatos.

Em Itália, Riggio et al., (2013), publicaram resultados aproximados tendo obtido taxas de 4,5% para *Cystoisospora* spp. em 81 gatos domésticos recorrendo a técnicas coprológicas e na

Alemanha, Becker et al., (2012), identificaram 7,5% de gatos errantes parasitados e em abrigo num total de 281, usando igualmente a mesma técnica. Em Viena, foram reportadas prevalências até 64,2% em gatos com idade igual ou inferior a 3 meses, o que reforça o conhecimento sobre a maior suscetibilidade deste grupo etário (Joachim & Hinney, 2015).

1.1.3. Sinais clínicos e fisiopatologia

A maior parte dos gatos infetados por *Cystoisospora* spp. não manifesta sinais clínicos, exceto os gatos jovens. A infeção é facilitada por más condições de higiene, sobrelotação, stress, debilidade, imunodepressão ou doenças concomitantes (Corrales, 2001; Trees, 2004; Lappin, 2010). As manifestações clínicas consistem em diarreia moderada a grave (aquosa e por vezes sanguinolenta), tenesmo, inflamação do períneo e cauda, vômito, aerofagia, desconforto abdominal, perda de peso e letargia (Corrales, 2001; Trees, 2004; Lappin, 2010; Nelson & Couto, 2014). Os animais recém-nascidos, os jovens e os portadores de maior carga parasitária, podem manifestar mais facilmente sinais de desidratação grave e morte (Lappin, 2010). Nos animais mais velhos, as infeções são clinicamente irrelevantes devido à aquisição de imunidade (Shah, 1971). No entanto, em situação de stress, gatos com infeção sub-clínica podem manifestar sinais de doença (Lappin, 2010).

A replicação de *Cystoisospora* spp. ocorre no intestino delgado (Lappin, 2010), precedendo a invasão e destruição das células epiteliais das vilosidades (Nelson & Couto, 2014). A nível microscópico observa-se atrofia das vilosidades intestinais, infiltrados de neutrófilos, dilatação dos vasos e hiperplasia dos gânglios linfáticos das placas de Peyer (Lappin, 2010; Bowman, 2014).

Infeções mistas entre *Cystoisospora* spp., *Giardia* spp., *Cryptosporidium* spp. e *Toxoplasma gondii* são referidas na literatura (Joachim & Hinney, 2015).

1.1.4. Diagnóstico

O diagnóstico de *Cystoisospora* spp. é efetuado pela identificação de oocistos nas fezes, recorrendo a técnicas de flutuação fecal (Nelson & Couto, 2014). As espécies de *Cystoisospora* spp. são facilmente distinguidas pelo tamanho e forma do oocisto: *C. felis* - 30x40µm; *C. rivolta* - 20x25µm (Lappin, 2010; Joachim & Hinney, 2015). Os oocistos de *C. felis* têm uma conformação mais ovalada em relação aos de *C. rivolta* (Bowman, 2014).

1.1.5. Tratamento e profilaxia

A infeção por *Cystoisospora* spp. é auto-limitante (Trees, 2004), pelo que a terapêutica deve ser instituída apenas nas formas clínicas. Não existe, atualmente, nenhum fármaco com clara

indicação para tratamento de cistoisporose felina (Joachim & Hinney, 2015). Em alguns países, é proposto o uso de sulfonamidas, nomeadamente a sulfadimetoxina ou a associação sulfadiazina e trimetoprim, se houver indicação farmacológica (Bowman et al., 2002; Nelson & Couto, 2014), como ocorre em surtos (Bowman, 2014). Espera-se o controlo da diarreia e a redução da excreção do número de oocistos, reduzindo-se a contaminação ambiental (Corrales, 2001). As sulfonamidas não eliminam o organismo, mas inibem-no e controlam as infeções bacterianas concomitantes (Nelson & Couto, 2014; Joachim & Hinney, 2015). A duração da terapêutica deverá oscilar entre 10-20 dias (Nelson & Couto, 2014). O toltrazuril e diclazuril são atualmente os fármacos de eleição para tratamento desta doença em gatos, mas a sua utilização não está licenciada (ESCCAP, 2011). No entanto, foi concedida na Europa aprovação para administração de uma suspensão de 18mg/ml de toltrazuril para infeções por *Cystoisospora* spp. em gatos. Este fármaco é eficaz na redução da excreção de oocistos em gatos recém-nascidos, sendo a dose recomendada 20mg/kg *per os* (Petry et al., 2011; Bowman, 2014). Para além da terapêutica farmacológica devem ser implementadas medidas de higiene, incluindo remoção diária e frequente de fezes das caixas de areia, limpeza e desinfecção das instalações recorrendo a vapor quente e desinfecção química utilizando cresóis, principalmente nas maternidades (ESCCAP, 2011). Os tratadores dos animais devem evitar dispersão de matéria fecal, lavar as mãos frequentemente e trocar o vestuário (ESCCAP, 2011; Joachim & Hinney, 2015).

1.2. *Cryptosporidium* spp.

As coccídias do género *Cryptosporidium* são ubiqüitárias e desenvolvem-se nos epitélios intestinal e respiratório de mamíferos, aves e reptéis. Estão classificadas na família Cryptosporidiidae (Fayer, Speer & Dubey, 1990). Há várias espécies descritas, sendo *Cryptosporidium felis* o agente responsável pela maior parte dos casos de criptosporidiose em felídeos (ESCCAP, 2011; Bowman, 2014). Os gatos são ocasionalmente parasitados por *Cryptosporidium parvum* (ESCCAP, 2011) podendo causar quadros entéricos graves, à semelhança da infeção por *Cr. felis*, em estados de imunossupressão (Vírus da leucemia felina (FeLV) ou vírus da imunodeficiência felina (FIV)) ou quando associados a infeções por outros protozoários (*Giardia* spp.) (Monticello, Levy, Bunch & Fairley, 1987; Corrales, 2001).

1.2.1. Ciclo Biológico

O ciclo biológico de *Cryptosporidium* spp. é semelhante ao de outras coccídias intestinais: a infeção ocorre pela ingestão de oocistos presentes nas fezes de gatos infetados ou pelo contato

com água e alimentos contaminados (Iseki, 1979) seguindo-se a libertação dos esporozoítos para o trato gastrointestinal, onde se multiplicam. A replicação endógena termina com a produção de formas sexuadas que produzem oocistos após fertilização e vão esporular no interior do hospedeiro (ESCCAP, 2011). Cada oocisto é constituído por quatro esporozoítos, desprovidos de esporocistos (Iseki, 1979). Reconhecem-se dois tipos de oocistos: os de parede espessa (80%), que são eliminados através das fezes, e os de parede fina (20%) (Urquhart et al., 1996; Fayer, Morgan & Upton, 2000), que sofrem rutura e libertação dos esporozoítos infetantes no intestino antes da excreção, permitindo auto-infecção (Urquhart et al., 1996; ESCCAP, 2011). Este processo causa libertação elevada de oocistos infecciosos para o exterior num curto intervalo de tempo. O ppp de *Cr. felis* varia entre 3 a 7 dias e a excreção de oocistos oscila entre 25 a 80 dias (ESCCAP, 2011).

Os oocistos existentes no meio ambiente permanecem infetantes durante meses, exeto em situações de temperatura extrema ($T < 0^{\circ}\text{C}$, $T > 65^{\circ}\text{C}$), desidratação ou quando submetidos a desinfetantes altamente concentrados contendo 5% amónia ou 10% formalina (Bowman, 2014).

1.2.2. Epidemiologia

As infeções por *Cryptosporidium* spp. são muito comuns em gatos devido à sua disseminação na natureza, resistência e persistência dos oocistos infetantes por longos períodos de tempo e pela transmissão fecal-oral (Barr, 2006; ESCCAP, 2011). A expressão clínica é maioritariamente observada em gatos jovens (Mtambo, Nash, Blewett, Smith & Wright, 1991) imunodeprimidos (FIV, FeLV) (Monticello et al., 1987; de Oliveira Lemos, Almosny, Soares & Alencar, 2012) ou portadores de doenças concomitantes (*Giardia* spp., *T. foetus*) (Bennett et al., 1985; Scorza & Lappin, 2007).

Na maior parte da literatura, o genótipo ou a espécie de *Cryptosporidium* não são referidos (explicação referida no sub-capítulo diagnóstico), pelo que se desconhece a identificação exata das várias espécies que infetam os gatos (ESCCAP, 2011; Joachim & Hinney, 2015).

No Reino Unido, Tzannes et al., em 2008 referiram taxas de prevalência de 1% e na Holanda, Overgaauw et al., em 2009, registaram taxas de 4,6%. Ambos os estudos usaram técnicas coprológicas. Em 2015, Mancianti et al., em Itália, recorrendo a técnicas moleculares, referiram prevalências de 2%.

1.2.3. Sinais clínicos e fisiopatologia

A maioria das infeções em gatos não está associada a manifestações clínicas (Nelson & Couto, 2014). Quando ocorre em animais jovens ou imunodeprimidos, manifestam-se por

anorexia, perda de peso, letargia ou diarreia, geralmente aquosa, crônica ou intermitente podendo originar desidratação (Bennett et al., 1985; Monticello et al., 1987; Lappin, Dowers, Edsell, Taton-Allen, & Cheney, 1997; Scorza & Tangtrongsup, 2010). A diarreia tem início alguns dias após excreção de oocistos (ESCCAP, 2011). A gravidade da doença é maior em animais imunodeprimidos e na presença de co-infecções por *Giardia* spp. ou *T. foetus* (Bennett et al., 1985; Scorza & Lappin, 2007; ESCCAP, 2011).

As formas de *Cryptosporidium* spp. que se desenvolvem no epitélio do intestino delgado deterioram células epiteliais e microvilosidades. Nas infecções graves, pode ocorrer atrofia, inflamação e fusão das vilosidades intestinais (Urquhart et al., 1996; Tzipori & Ward, 2002). Consequentemente, ocorre alongamento das criptas para compensar a perda celular. A destruição da “bordadura em escova” associada ao encurtamento difuso das microvilosidades leva a diminuição da superfície de absorção, com consequente má digestão e absorção, associada a hipersecreção de água e iões (Tzipori & Ward, 2002; Huang & White, 2006).

A importância clínica da criptosporidiose felina devida a *Cr. felis* carece de mais investigação (Joachim & Hinney, 2015).

1.2.4. Diagnóstico

Atendendo ao seu reduzido tamanho (*Cr. felis* 3,5-5µm e *Cr. parvum* 5µm) e às suas características, incolores e transparentes, a deteção laboratorial de oocistos de *Cryptosporidium* não é simples (Upton & Current, 1985; Bowman et al., 2002), não sendo possível a distinção entre espécies com base na morfologia (ESCCAP, 2011).

A excreção de oocistos pelo gato é escassa e intermitente (Scorza & Tangtrongsup, 2010; Marks, 2016), o que torna mais difícil a sua identificação, pelo que é necessária a utilização de técnicas de coloração ou flutuação com soluções densas (Solução Sheather) (Corrales, 2001). As técnicas de coloração de esfregaços fecais permitem individualizar os pequenos oocistos (Joachim & Hinney, 2015). A coloração de Ziehl-Neelsen é a técnica mais frequentemente utilizada no diagnóstico de criptosporidiose em animais domésticos (Lindsay & Zajac, 2004). Os esporozoítos existentes no oocistos, quando corados, surgem como grânulos de cor rosa avermelhada (Urquhart et al., 1996). A sensibilidade das técnicas microscópicas é baixa porque depende da presença de um número elevado de oocistos e da análise de várias amostras fecais para obtenção de um diagnóstico positivo (Marks, 2016).

As técnicas de imunofluorescência por anticorpos monoclonais dirigidas aos oocistos de *Cr. parvum* apresentam maior sensibilidade e especificidade relativamente às de coloração, porque permitem a distinção morfológica e imunológica do parasita (Garcia & Shimizu, 1997;

Scorza & Tangtrongsup, 2010). No entanto, podem ocorrer reações cruzadas entre as espécies de *Cryptosporidium* spp. (Mtambo et al., 1991).

A detecção de *Cryptosporidium* por técnicas moleculares identifica a espécie responsável por infecção mesmo em situações de baixa excreção de oocistos (Johnston, Ballard, Beach, Causer & Wilkins, 2003) e deteta infecções sub-clínicas (Scorza & Tangtrongsup, 2010).

Os testes *Enzyme-linked immunosorbent assay* (ELISA) detetam antígenos em amostras fecais e foram originalmente concebidos para detetar antígenos de *Cr. parvum* (comum a obtenção de falsos negativos) (Scorza & Tangtrongsup, 2010). São de uso ocasional tendo perdido popularidade devido à inconsistência dos seus resultados e foram progressivamente substituídos pelas técnicas de imunofluorescência (Marks, Hanson & Melli, 2004; Scorza & Tangtrongsup, 2010).

A técnica de *Polymerase Chain Reaction tests* (PCR) permite o diagnóstico de infecção e recentemente foi possível a identificação de espécie e genótipo implicado (Lindergard, Nydam, Wade, Schaaf & Mohammed, 2003; Lindsay & Zajac, 2004). Apresenta maior sensibilidade relativamente a técnicas microscópicas e testes ELISA, mas o seu uso está restringido a laboratórios de referência (Paris, Wills, Balzer, Shaw & Gunn-Moore, 2014).

1.2.5. Tratamento e profilaxia

A maior parte dos fármacos utilizados para tratamento de criptosporidiose é ineficaz ou tóxico para gatos (Marks, 2016). Alguns autores recomendam tratamento com paramomicina, embora haja descrições de insuficiência renal aguda após a sua administração (Barr, Jamrosz, Hornbuckle, Bowman & Fayer, 1994; Gookin, Riviere, Gilger & Papich, 1999a) e ototoxicidade (Marks, 2016). Bowman (2014) reporta o uso de outros princípios ativos como tilosina (10-15mg/kg, TID, durante 14-21 dias) e azitromicina (5-10mg/kg, BID, durante 5-7 dias). Estes fármacos são habitualmente associados a uma dieta intestinal e probióticos (Hart, Suchodolski, Steiner & Webb, 2012). No entanto, a resolução completa da diarreia pode exigir várias semanas de tratamento e a sua eficácia permanece controversa (Scorza & Tangtrongsup, 2010). A implementação de medidas higio-sanitárias para redução da contaminação ambiental deve ser acentuada, perante a elevada resistência dos oocistos de *Cryptosporidium* spp. a condições adversas (ESCCAP, 2011), incluindo desinfetantes comuns (Scorza & Tangtrongsup, 2010). No entanto, a sua eliminação é obtida com soluções de amónia a 50% após contato de 30 minutos (Scorza & Tangtrongsup, 2010). Idênticos resultados são obtidos com água a 60°C ou congelação (Bowman et al., 2002; Scorza & Tangtrongsup, 2010).

1.3. *Giardia* spp.

Os parasitas da espécie *Giardia duodenalis* (syn. *G. intestinalis*, *G. lamblia*) colonizam o intestino delgado humano e o da maior parte dos animais domésticos (Thompson, Hopkins & Homan, 2000; Scorza & Lappin, 2015). Constituem um grupo de espécies, atualmente classificadas em oito *assemblages* (estirpes ou genótipos) distintas, A a H. A *assemblage* F apresenta elevada especificidade relativamente ao gato embora infeções pelas *assemblages* A e B, de potencial zoonótico, sejam ocasionalmente detetadas (Scorza & Lappin, 2015).

Giardia spp. apresenta duas formas morfológicas: o quisto e o trofozoíto (Scorza & Lappin, 2015). Os trofozoítos são bi-nucleados e possuem oito flagelos, o que lhes confere mobilidade. São adicionalmente constituídos por um disco adesivo ventral, facilitando a fixação às células epiteliais da mucosa intestinal (Bowman et al., 2002; Barr, 2006; Bowman, 2014).

1.3.1. Ciclo Biológico

Giardia spp. encontra-se no intestino delgado, particularmente no jejuno e íleo, sob a forma de um trofozoíto móvel (Scorza & Lappin, 2015). O ciclo de vida é direto, ocorrendo a infeção pela ingestão de quistos infetantes (ESCCAP, 2011). O desenquistamento ocorre no trato gastrointestinal com libertação de dois trofozoítos, que se vão fixar à mucosa intestinal e multiplicar por fissão binária (Alonso de Vega, 2001; Barr, 2006). Os trofozoítos produzem quistos infetantes de forma intermitente, constituindo a forma de resistência, disseminação e transmissão entre animais (Alonso de Vega, 2001; ESCCAP, 2011). Pode ocorrer eliminação de trofozoítos em fezes diarreicas, mas a sua fragilidade no exterior impede o desencadeamento de infeção (Barr, 2006; Scorza & Lappin, 2015). O ppp varia entre os 4 a 16 dias e o pp prolonga-se por várias semanas ou meses (ESCCAP, 2011).

1.3.2. Epidemiologia

Os protozoários do género *Giardia* são os endoparasitas mais frequentes no primeiro ano de vida dos gatos (ESCCAP, 2011). É um protozoário ubiquitário (Alonso de Vega, 2011) que atinge particularmente animais jovens, imunodeprimidos e animais que vivem em grupos (Scorza & Lappin, 2015).

Na revisão bibliográfica realizada sobre a prevalência de infeção em gatos, encontraram-se diferentes valores que refletem a população em estudo e técnica de diagnóstico utilizada (Scorza & Lappin, 2015). O valor mais elevado encontrado foi 51,6%, em publicação originária da Alemanha (Barutzki & Schaper, 2003) envolvendo 3167 gatos domésticos e

utilizando técnicas moleculares. O valor mais baixo, 1,4%, foi reportado em publicação do Canadá (Villeneuve et al., 2015), em 636 gatos de gatis e usando técnicas coprológicas. Em Portugal, existe uma publicação, resultante de estudos realizados em Évora (Ferreira et al., 2011) envolvendo 22 gatos domésticos e de gatis, utilizando técnicas coprológicas referindo o valor de 9,1% de *Giardia* spp.

A via de contágio mais frequente é a fecal-oral resultante da ingestão de quistos presentes nas fezes, meio ambiente ou pelo consumo de alimentos, água e fomites contaminados (ESCCAP, 2011). A dose infetante é desconhecida, mas estima-se que um reduzido número de quistos é suficiente para provocar infeção (Scorza & Lappin, 2015). Estes têm capacidade de sobreviver no meio exterior durante alguns meses mas são suscetíveis à dessecação e temperaturas baixas (ESCCAP, 2011).

A excreção de quistos de *Giardia* spp. é comum em gatos saudáveis (Trees, 2004) mas os principais responsáveis pela contaminação dos alimentos, água e ambiente são os animais doentes e portadores assintomáticos (Alonso de Vega, 2011). Acredita-se que após infeção haja desenvolvimento de imunidade, podendo atenuar a gravidade da doença ou levar à eliminação do agente. No entanto, a resistência a re-infeções é limitada (ESCCAP, 2011).

1.3.3. Sinais clínicos e fisiopatologia

O principal sinal clínico da giardiose é a diarreia resultante da má absorção intestinal (Bowman, 2014). A diarreia pode ser aguda, crónica ou intermitente e as fezes podem assumir igualmente consistência pastosa ou mucóide, por vezes de tom claro (esteatorreia) e de odor fétido (Barr, 2006; Scorza & Lappin, 2015). Os animais mais vulneráveis são os gatos jovens e imunodeprimidos. No entanto a maioria das infeções são assintomáticas (ESCCAP, 2011). Em situação de co-infeção, habitualmente por *Cryptosporidium* spp., *Cystoisospora* spp. e *T. foetus*, assiste-se ao aumento da suscetibilidade à infeção por *Giardia* (Keith, Radecki & Lappin, 2003; Kingsbury, Marks, Cave & Grahn, 2010) e ao enriquecimento dos sinais clínicos: perda de peso, letargia anorexia, febre e vômito, para além da diarreia (ESCCAP, 2011).

As espécies de *Giardia* spp. exercem ação traumática, irritativa e espoliativa sobre a bordadura em escova das microvilosidades intestinais (Alonso de Vega, 2001). Estabelece-se atrofia e destruição da parede intestinal e aumenta a secreção de iões cloro com repercussão sobre a digestão, aumento do trânsito intestinal e consequente má absorção dos nutrientes (Alonso de Vega, 2001).

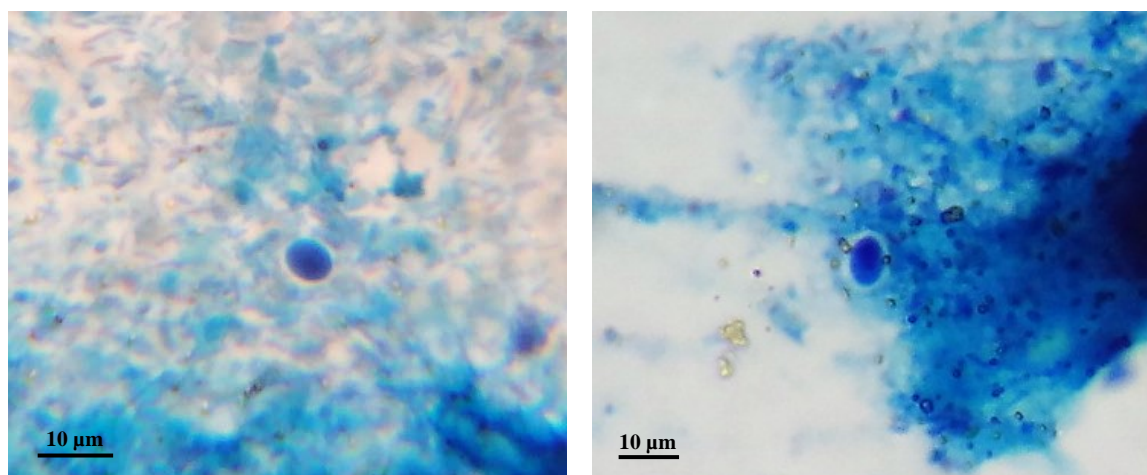
1.3.4. Diagnóstico

Giardia spp. constitui um dos agentes parasitários mais sub-diagnosticados em gatos. As razões evocadas são a inexistência de métodos sensíveis e específicos para diagnóstico, utilização de técnicas inapropriadas e excreção intermitente de quistos em que a maior parte dos animais são assintomáticos (Barr, 2006; Scorza & Lappin, 2015). Recomenda-se a análise de três amostras fecais, de 3 a 7 dias consecutivos, se forem utilizadas técnicas coprológicas (Barr, 2006; Dryden, Payne & Smith, 2006), embora o *Companion Animal Parasite Council* (CAPC) proponha a utilização de várias técnicas em conjunto para o diagnóstico.

Os quistos e trofozoítos de *Giardia* spp. podem ser detetados em esfregaços fecais diretos e métodos de concentração. Os esfregaços fecais devem ser executados a partir de amostras de fezes frescas (< 30 minutos) e preferencialmente diarreicas para detecção de trofozoítos (Bowman, 2014; Scorza & Lappin, 2015). Os trofozoítos são facilmente reconhecidos pelos seus movimentos rápidos, morfologia e dimensões (15 µm x 8 µm) (Scorza & Lappin, 2015). Têm forma de pêra, disco adesivo ventral, dois núcleos anteriores e quatro pares de flagelos (Bowman et al., 2002; Barr, 2006). Resultados negativos não devem excluir infeção (Barr, 2006), pois devido à rápida decomposição dos trofozoítos os falsos negativos são frequentes (Dryden et al., 2006).

Os quistos são detetados principalmente por métodos de concentração com sulfato de zinco. Apresentam pequenas dimensões (8-15 x 7-10 µm) e conformação ovóide (ESCCAP, 2011; Scorza & Lappin, 2015), aparentando leveduras (Dryden et al., 2006). Pela coloração de Ziehl-Neelsen, os quistos adquirem cor azul e um halo esbranquiçado na sua periferia (Fig. 5).

Figura 5 - Quistos de *Giardia* spp. (Coloração Ziehl-Neelsen modificada) (Originais).



A utilização de soluções salinas ou açúcaradas altera a morfologia dos quistos, dificultando o diagnóstico, que por si só não é fácil dada a sua excreção intermitente (Dryden et al., 2006; Bowman, 2014).

Estão disponíveis a nível comercial testes de imunofluorescência direta, que detetam quistos de *Giardia* spp., a partir de anticorpos monoclonais (*Merifluor® Cryptosporidium/Giardia*, *Meridian Diagnostics, Cincinnati, Ohio*) (Scorza & Lappin, 2015), embora não sejam utilizados com frequência na Europa (Gruffydd-Jones et al., 2013a). Apresentam maior sensibilidade e especificidade relativamente às técnicas coprológicas (Lappin, Jensen & Taton-Allen, 2002).

O diagnóstico de giardiose é frequentemente realizado pelos clínicos através de técnicas ELISA, incluindo SNAP *Giardia* test (*SNAP Giardia Antigen Test Kit, IDEXX Laboratories*), baseadas na deteção de antígenos do parasita em fezes. São de execução e interpretação fáceis, pouco demoradas, podendo ser realizadas na clínica (Dryden et al., 2006). Apresentam sensibilidade e especificidade superiores às técnicas coprológicas (95% e 100%, respetivamente) (Barr, 2006).

A técnica de PCR apresenta maior sensibilidade relativamente às técnicas supra-citadas (McGlade, Robertson, Elliot & Thompson, 2003) e possibilita a identificação da sub-espécie envolvida, mas as elevadas taxas de infeção encontradas (80%) suscitam algumas dúvidas relativamente à relevância clínica dos resultados encontrados (contaminação/ falsos positivos) (McGlade et al., 2003; Gruffydd-Jones et al., 2013a).

1.3.5. Tratamento e profilaxia

Um dos fármacos habitualmente utilizados no tratamento de *Giardia* spp. em gatos é o Febendazol na dose 50mg/kg *per os*, SID, durante 5 dias (ESCCAP, 2011; Scorza & Lappin, 2015). Nas situações em que o quadro clínico e consequente excreção de quistos persistir, pode haver necessidade de repetir a terapêutica (ESCCAP, 2011). A outra opção terapêutica eficaz consiste na administração de Metronidazol na dose de 25mg/kg *per os*, BID, durante 5 dias, obtendo-se a eliminação da excreção de quistos e simultaneamente tem ação bactericida (ESCCAP, 2011; Scorza & Lappin, 2015). Os efeitos adversos associados mais comumente registados são de foro gastrointestinal e neurológico (Caylor & Cassimatis, 2001). Outras opções disponíveis, igualmente eficazes são: Tinidazol (Scorza & Lappin, 2015) e a associação Febantel (37,8mg/kg), Pirantel (7,56mg/kg) e Praziquantel (7,56mg/kg), na dose 56,5mg/kg, SID, durante 5 dias (Scorza, Radecki & Lappin, 2005; Bowman, 2014). Outros fármacos citados na literatura são a Paromomicina e Nitazoxanida, em situação de co-infeção por *Cryptosporidium* spp., Ronidazol, Secnidazole e Quinacrina (Scorza & Lappin, 2015).

A infecção de *Giardia* spp. em gatos pode ser auto-limitada (27-35 dias), pelo que não é proposto tratamento em animais assintomáticos (Scorza & Lappin, 2015). O aparecimento de formas de resistência, principalmente associadas ao Metronidazol e com capacidade de colonização do trato intestinal humano reforça a atitude de evicção terapêutica nos casos referidos (Barr, 2006; Bowman, 2014). Devem ser sempre submetidos a terapêutica os gatos com diarreia, para que se obtenha uma resolução rápida do quadro clínico (Scorza & Lappin, 2015).

Os gatos podem ser re-infetados alguns dias após tratamento, através do meio ambiente, devido à ausência de imunidade adquirida para este agente pelo que se devem implementar medidas profiláticas para minimizar o risco: evitar a contaminação fecal de água e alimentos; tratar todos os gatos sintomáticos e garantir igualmente a eliminação de quistos existentes no pêlo através de banhos e escovagem; isolar gatos com diarreia; evitar situações de *stress* e infecções mistas; assegurar a correta higiene pessoal dos tratadores de animais; limpeza e desinfecção total (incluindo bebedouros e comedouros) com compostos de amónia quaternária para remoção dos quistos ou Lisol 2 a 5%, Sterinol a 1%, Hipoclotiro de sódio a 1%, mantendo posteriormente o ambiente seco (Kirkpatrick, 1986; ESCCAP, 2011; Scorza & Lappin, 2015).

1.4. *Tritrichomonas foetus*

Tritrichomonas foetus é um protozoário anaeróbico flagelado que se caracteriza pela sua elevada mobilidade (Gookin, Breitschwerdt, Levy, Gager & Benrud, 1999b; Levy et al., 2003; Tolbert & Gookin, 2009). Está classificado na Classe Parabasalia, Ordem Trichomonadida (Gookin & Levy, 2015).

É responsável pela tritricomonose bovina, doença sexualmente transmissível que afeta o sistema reprodutor dos bovinos (BonDurant, 1985; Felleisen, 1999) e pela tritricomonose felina cujas manifestações são habitualmente de foro gastrointestinal, nomeadamente diarreia crónica (Gookin et al., 1999b; 2001; Levy et al., 2003).

Em publicação recente, Dahlgren et al., (2007) divulgaram o primeiro caso de infeção uterina por *T. foetus* em gata, alojada com três gatos machos igualmente infetados em que um apresentava diarreia crónica. A interpretação e discussão do caso implica uma melhor percepção sobre a capacidade de colonização do trato reprodutivo de gatos domésticos por *T. foetus*.

Existem estudos que comprovam diferenças biológicas e moleculares entre *T. foetus* identificados em bovinos e os encontrados em gatos domésticos (Stockdale et al., 2007, 2008; Slapeta, Craig, McDonell & Emery, 2010). Walden et al., (2013) propõem, perante estes

estudos e achados, uma nova designação para este agente: *Tritrichomonas blagburni*. As primeiras descobertas de *T. foetus* no trato intestinal de gatos domésticos datam de 1920, apesar de não haver descrição ou relação com patologia (Levy et al., 2003). Em 1956, surgiu a primeira descrição de doença intestinal em gatos domésticos, compatível com tritricomonose felina (Jordan, 1956), mas só em 2003 se identifica o parasita por técnicas moleculares (Levy et al., 2003).

A infecção por *T. foetus* é frequentemente diagnosticada em gatos jovens presentes em exposições, abrigos e gatis de criação, locais de elevada densidade animal que proporcionam fácil transmissão do parasita (Gookin et al., 1999b, 2004; Foster, Gookin, Poore, Stebbins & Levy, 2004). Nos últimos anos tem havido um número crescente de casos de tritricomonose felina (Gookin et al., 1999b, 2004; Stockdale et al., 2006). Pode questionar-se se existe um real aumento de incidência ou como Stockdale et al., (2009) defendem, se será consequência de maior sensibilização e conhecimento dos veterinários associada a melhoria das técnicas de diagnóstico. No entanto, continua a haver necessidade de partilhar o conhecimento atual sobre o potencial patogénico deste parasita em gatos domésticos.

1.4.1. Ciclo Biológico

Pensa-se que a infecção por *T. foetus* seja adquirida principalmente pela via fecal-oral (Gookin & Levy, 2015). Após ingestão dos trofozoítos pelo gato, a infecção estabelece-se entre 2 a 7 dias, como já foi demonstrado (Gookin et al., 2001). Os trofozoítos reproduzem-se por fissão binária, no intestino grosso sendo posteriormente excretados pelas fezes (Gruffydd-Jones et al., 2013b). Não há produção de cistos, apenas se forma um pseudoquisto, pelo que os trofozoítos são extremamente frágeis no exterior, necessitando de um contato próximo para a transmissão. A existência do pseudoquisto, no entanto, permite-lhes a sobrevivência no meio externo por escassos intervalos de tempo (Granger, Warwood, Benchimol & De Souza, 2000; Boggild, Sundermann & Estridge, 20002; Gruffydd-Jones et al., 2013b).

Discute-se atualmente, a possibilidade de auto-infecção, através da ingestão de trofozoítos presentes no pêlo, o que contribuiria para a perpetuação e transmissão de infecção (Arranz-Solís et al., 2016).

1.4.2. Epidemiologia e fatores de risco

A epidemiologia de *T. foetus* felino permanece incerta (Gookin et al., 2004; Stockdale et al., 2006). Sabe-se, no entanto, que este agente está amplamente distribuído pela Europa, América do Sul, Canadá e Estados Unidos da América (E.U.A.), Austrália e Ásia (Tabela 1).

Em Portugal, estão descritos três casos: um por Valente et al., (2015), caso observado durante estágio curricular no Hospital do Gato; outro caso referido no mesmo ano no Hospital Veterinário do Restelo (Gomes, 2015) e o terceiro identificado por Jacinto (2016) em rastreio parasitológico de *T. foetus* em 60 gatos assistidos em consultas no Hospital Escolar da FMV-ULisboa.

Há vários fatores que podem justificar esta variabilidade de resultados: origem dos animais (gatis de criação, abrigos, colónias)/condições do meio ambiental, técnicas de diagnóstico utilizadas e o grau de adesão dos proprietários na participação de estudos (Tysnes et al., 2011; Gruffydd-Jones et al., 2013b; Hosein et al., 2013).

Tabela 1 - Prevalência de *T. foetus* a nível mundial de acordo com a cronologia ascendente da respectiva data de publicação do estudo.

País	Prevalência	Ano	Referência
E.U.A.	31%	2004	Gookin et al., 2004
Nova Zelândia	82%	2010	Kingsbury et al., 2010
Grécia	20%	2010	Xenoulis, Saridomichelakis, Read, Suchodolski & Steiner, 2010
Alemanha	15,7%	2011	Kuehner et al., 2011
Noruega	21%	2011	Tysnes, Gjerde, Nødtvedt & Skancke, 2011
Japão	8,8%	2011	Doi et al., 2011
França	14,3%	2013	Profizi et al., 2013
Canadá	6,2%	2013	Hosein et al., 2013
Reino Unido	18,8%	2014	Paris, Wills, Balzer, Shaw & Gunn-Moore, 2014
Itália	2%	2015	Mancianti et al., 2015
Brasil	5,2%	2015	Spitz dos Santos, de Jesus, McIntosh, Berto & Lopes, 2015
Espanha	38,7%	2016	Arranz-Solís et al., 2016

Foi constatado em vários estudos que gatos de raça pura, principalmente das raças Abissínio, Bengal, Bosque da Noruega e Siamês (Yao & Köster, 2015), apresentavam maior predisposição para desenvolver doença relativamente a gatos de raça indeterminada (Gookin et al., 1999b, 2004; Foster et al., 2004; Gunn-Moore, McCann, Reed, Simpson & Tennant, 2007). No entanto, a interpretação dos estudos deve ser cautelosa porque parte dos gatos de raça pura é habitualmente mantida em instalações com condições propícias à transmissão do parasita, contrariamente aos gatos de raça indeterminada, o que poderá justificar as elevadas prevalências de infeção encontradas nesta população de gatos: elevado número de animais em contato próximo, partilha de bebedouros, comedouros e caixas de areia, *stress* e más práticas de higiene e saneamento (Buffington, 2002; Bell et al., 2010; Arranz-Solís et al., 2016). Paralelamente, alguns estudos realizados em gatos saudáveis de raça pura, mantidos em locais de risco com boas condições higio-sanitárias, demonstraram ausência de infeção por *T. foetus* (Bissett et al., 2009; van Doorn, de Bruin, Jorritsma, Ploeger & Schoormans, 2009; Arranz-Solís et al., 2016). Foster et al., (2004), sugeriram que o stress possa ter alguma implicação na doença, exacerbando o quadro clínico, tal como aconteceu num caso descrito por Miró et al., (2011), em que a mudança de casa foi um fator suficiente para despoletar a agudização da doença.

A elevada contagiosidade de *T. foetus*, associada à facilidade de contato favorecida por locais de elevada densidade populacional (abrigos, gatis de criação, locais de exposição) aumenta a suscetibilidade à infeção (Gookin et al., 1999b, 2004; Foster et al., 2004; Holliday, Deni & Gunn-Moore, 2009). Foram publicados casos positivos de *T. foetus* em gatos vivendo isoladamente mas com antecedentes de contatos com vários gatos (Arranz-Solís et al., 2016). Os autores concluíram com base nestes casos e em estudo semelhante (Xenoulis et al., 2010), que a infeção poderá ser adquirida cedo na vida do gato e persistir, pelo que não se pode excluir essa hipótese, em gatos que vivem isoladamente no momento presente.

Os animais jovens apresentam maior probabilidade de desenvolver infeção (Foster et al., 2004; Gookin et al., 2004; Stockdale et al., 2009; Arranz-Solís et al., 2016), estimando-se que 75% dos casos diagnosticados correspondem a gatos com idade inferior a um ano (Gruffydd-Jones et al., 2013b). A ausência de imunidade motivada pela falta de contato ao parasita pode ser a justificação (Tysnes et al., 2011). Esta afirmação é apoiada pelos resultados do estudo desenvolvido por Holliday et al., (2009), que mostrou que gatos adultos também podem ficar clinicamente doentes, se expostos tardiamente.

1.4.3. Sinais clínicos e fisiopatologia

A doença provocada por *T. foetus* é caracterizada por um quadro de diarreia crônica ou intermitente com fezes de aspeto sanguinolento ou mucóide, por vezes de coloração amarelo-esverdeada. A diarreia origina-se no intestino grosso e traduz-se pelo aumento de defeções, consistência fecal variável entre fezes semi-formadas a líquidas e fétidas. Podem associar-se flatulência, tenesmo, incontinência fecal, inflamação e edema anal (Fig. 6) (Gookin et al., 1999b; Foster et al., 2004; Stockdale et al., 2006; Tolbert & Gookin, 2009; Gruffydd-Jones et al., 2013b).

Figura 6 – Anusite e incontinência fecal num gato infetado por *T. foetus* (Gookin, 2015).



Alguns animais infetados, principalmente gatos jovens, podem apresentar sinais clínicos sistémicos: febre, anorexia, vômito, perda de peso e depressão (Mardell & Sparkes, 2006; Stockdale et al., 2008; Xenoulis, Lopinski, Read, Suchodolski & Steiner, 2013). No entanto, no quadro clínico habitual, a infeção é localizada, pelo que há ausência de sinais sistémicos e os animais apresentam boa condição corporal (Gookin et al., 1999b, 2001). A mortalidade é rara e afeta principalmente animais muito jovens (Kessel, 1928; Holliday et al., 2009).

A infeção por *T. foetus* pode estar associada a manifestações clínicas (diarreia crónica grave e refratária a qualquer tratamento), ser sub-clínica ou não existirem sinais de doença e ocorrer excreção de trofozoítos (Gookin et al., 1999b; Hosein et al., 2013). Os gatos incluídos na última situação são considerados importante fonte de infeção (Foster et al., 2004; Yao & Köster, 2015) e habitualmente são animais mais velhos (Xenoulis et al., 2010; Gookin & Levy, 2015). Ao longo da sua vida podem apresentar episódios ocasionais de diarreia intermitente em que poderá ser possível o isolamento de *T. foetus* (Gookin & Levy, 2015).

Histologicamente observam-se no colón, infiltrados linfoplasmocíticos e neutrofílicos na lâmina própria, microabcessos e hipertrofia das células epiteliais das criptas. Perda das células

caliciformes, aumento da actividade mitótica e epitélio mais liso são igualmente possíveis de detetar (Yaeger & Gookin, 2005).

Existem casos relatados de co-infecções entre *T. foetus*, *Giardia* sp. e/ou coccídeas, como *Cryptosporidium* sp. (Gookin et al., 1999b; Stockdale et al., 2009; Bissett et al., 2009; Kuehner et al., 2011).

1.4.4. Diagnóstico

O diagnóstico de infeção por *T. foetus* implica a observação de trofozoítos vivos ou detecção do seu DNA (Stockdale et al., 2006; Tolbert & Gookin, 2009). A excreção inconstante do parasita e a existência de períodos de carga parasitária baixa, dificultam o diagnóstico (Bell et al., 2010; Hosein et al., 2013; Arranz-Solís et al., 2016). Para evitar ou minimizar os frequentes falsos negativos, devem ser testados mais do que uma vez, os gatos com história clínica suspeita e quadro clínico compatível (Gookin & Levy, 2015; Arranz-Solís et al., 2016).

Existem três técnicas descritas para o diagnóstico: exame direto de fezes frescas, exame em meio de cultura e PCR (Gookin et al., 2004; Stockdale et al., 2006; Tolbert & Gookin, 2009). Os métodos coprológicos tradicionais, tais como a flutuação, destroem os trofozoítos, os quais são indispensáveis para a identificação do parasita (Miró et al., 2011). Estes são extremamente frágeis e não sobrevivem se as fezes forem mantidas a temperaturas de refrigeração (Tolbert & Gookin, 2009). O diagnóstico por microscopia directa implica a obtenção de amostras de fezes frescas, para que seja possível a visualização dos trofozoítos (Gookin et al., 2001). Estes medem aproximadamente 10-25 μm de comprimento e 3-15 μm de largura. Apresentam forma de lágrima e são constituídos por três flagelos anteriores e por uma membrana, que se estende ao longo do corpo, emergindo posteriormente como flagelo (Yao & Köster, 2015).

É necessário saber distinguir *T. foetus* de *Pentatrichomonas hominis* e *Giardia* spp., que podem ocorrer, são também flagelados e apresentam morfologia semelhante (Gookin et al., 1999b, 2004; Stockdale et al., 2006). A espécie *P. hominis* é um trichomonas comensal não patogénico para gatos que apresenta cinco flagelos anteriores e forma de pêra (Stockdale et al., 2006; Cepelch et al., 2013). Os parasitas do género *Giardia* spp., distinguem-se pela ausência de membrana ondulante e pelos seus movimentos lentos e pouco progressivos, que se assemelham à queda de folhas (Stockdale et al., 2006; Gookin & Levy, 2015).

A microscopia direta apresenta, baixa especificidade e sensibilidade (14%) e é frequente a ocorrência de erros na identificação morfológica (Gookin et al., 2004). Recomenda-se a

realização de técnica de PCR ou diagnóstico por meio de cultura (Gookin et al., 2004; Holliday et al., 2009; Arranz-Solís et al., 2016).

Os meios de cultura, *InPouchTM TF-Feline (Biomed Diagnostics)* e *modified Diamond's medium*, permitem o diagnóstico do parasita num meio enriquecido, que é incubado em estufa (Gookin, Foster, Poore, Stebbins & Levy, 2003). O método *InPouchTM TF Feline* é de fácil realização, apresentando uma sensibilidade de 55-58,8%, constituindo alternativa económica às técnicas por PCR, não sendo contudo específico para o diagnóstico de *T. foetus* (Gookin & Dybas, 2009; Cepelcha et al., 2013; Yao & Köster, 2015). Foi demonstrado, recorrendo a técnicas moleculares, ser possível a sobrevivência e desenvolvimento de *P. hominis* nestes meios de cultura. A falta de capacidade do método, implica que os resultados positivos, devam ser, sempre que possível, confirmados por PCR antes da instituição de terapêutica com Ronidazol, cujos efeitos adversos são potencialmente neurotóxicos (Cepelcha et al., 2013). Associadamente, num estudo realizado por Arranz-Solís et al., (2016), aproximadamente metade das amostras fecais identificadas como positivas para presença de *T. foetus*, pela técnica de PCR, não se traduziram em resultados positivos nos meios de cultura. Gatos submetidos a tratamentos com antibióticos, nomeadamente metronidazol, apresentam excreção diminuída de trofozoítos, pelo que é comum, nestes casos, a obtenção de falsos negativos nos diagnósticos efetuados por microscopia direta e meios de cultura (Gookin & Levy, 2015).

A técnica por PCR permite a confirmação inequívoca de *T. foetus* a partir da deteção de DNA dos organismos vivos ou mortos (Gookin, Birkenheuer, Breitschwerdt & Levy, 2002; Stauffer, Birkenheuer, Levy, Marr & Gookin, 2008) e perante número reduzido de trofozoítos (Arranz-Solís et al., 2016), sendo considerada o método de maior especificidade e sensibilidade (94%) (Gookin et al., 2004). Não obstante, resultados negativos não devem ser interpretados como ausência de infecção (Yao & Köster, 2015).

Apesar de apresentar alguma dificuldade, é possível diagnosticar infeções por *T. foetus* a partir de biópsias de cólon, se houver pelo menos seis cortes histológicos disponíveis (Yaeger & Gookin, 2005; Mostegl et al., 2012). Dada a fragilidade do parasita, o processamento dos tecidos deve ser executado cuidadosamente para evitar lavagem dos trofozoítos (Mostegl et al., 2012).

Foster et al., (2004) verificaram que existe eliminação contínua de trofozoítos por gatos infetados até aproximadamente trinta e nove meses após resolução da diarreia, pelo que, todo o gato com história presente ou prévia de diarreia, deve ser submetido a diagnóstico de *T. foetus*, sobretudo se estiver em contato próximo com outros felídeos (Bell et al., 2010).

1.4.5. Tratamento

Atualmente não existem fármacos seguros e disponíveis para tratamento de infecção por *T. foetus* (Rosado, Specht & Marks, 2007; Stockdale et al., 2009; Miró et al., 2011). Estima-se que ocorra resolução espontânea do quadro clínico em 88% dos animais infectados, ao fim de 2 anos (Foster et al., 2004), o que sugere aquisição de resposta imunitária eficaz (Gruffydd-Jones et al., 2013b). No entanto, alguns desses animais irão permanecer portadores assintomáticos, constituindo risco de infecção para outros (Foster et al., 2004; Gookin & Levy, 2015).

O fármaco de eficácia reconhecida e que tem sido frequentemente utilizado é o Ronidazol, um nitroimidazol semelhante ao Metronidazol (Gookin et al., 2006; LeVine et al., 2011). A posologia habitual é 30mg/kg, *per os*, uma vez ao dia, durante 14 dias. Apresenta absorção rápida, completa pelo trato gastrointestinal e tempo de semi-vida longo, propriedades que contribuem para potencial neurotoxicidade deste medicamento (LeVine et al., 2011). Adicionalmente apresenta potencial teratogénico (Gunn-Moore & Lalor, 2011). Estão descritos alguns casos de neurotoxicidade, os sinais apresentados foram: inapetência, letargia, ataxia, agitação, tremores, hiperestesia e convulsões (Gookin et al., 2006; Rosado et al., 2007). Nestes casos, o tratamento deve ser descontinuado e o animal submetido a novo rastreio de *T. foetus*, para determinar se a dose previamente administrada foi suficiente para eliminar o parasita. A decisão terapêutica, deve ser, pelas razões expressas, instituída apenas em casos confirmados e deve ser cuidadosamente monitorizada (Rosado et al., 2007; Gookin & Levy, 2015). Gatos submetidos a este tratamento podem apresentar resolução do quadro clínico ou melhoria significativa da consistência das fezes, apesar de haver casos em que a diarreia persiste meses após eliminação do organismo, devido a reação inflamatória persistente do colón (Tolbert & Gookin, 2009; Gookin & Levy, 2015). Os animais em tratamento devem ser isolados durante e após o mesmo, para evitar a transmissão do agente a outros gatos próximos. Estes devem ser testados para deteção do parasita para excluir possibilidade de infecção contraída antes do isolamento (Tolbert & Gookin, 2009).

Os fármacos tradicionalmente utilizados para tratamento de protozoários não têm ação sobre este agente (Gookin et al., 1999b; Rosado et al., 2007; Miró et al., 2011) e estão descritos casos de resistência a Ronidazol (Gookin, Stauffer, Dybas & Cannon, 2010).

2. Nematoda

Em Parasitologia Felina existem três superfamílias de particular relevância, pertencentes ao Filo Nematoda: Ascaridoidea, Ancylostomatoidea e Metastrongyloidea. Os nemátodes

gastrointestinais pertencem às superfamílias Ascaridoidea e Ancylostomatoidea, e os cardiopulmonares à Metastrongyloidea (Bowman, 2014).

Os ascarídeos constituem os parasitas intestinais mais frequentes em gatos, estimando-se prevalências de 25 a 75% (CornellVet, 2014), afetando sobretudo gatos recém-nascidos, jovens, fêmeas gestantes e lactantes. *Toxocara cati* é o ascarídeo mais importante em medicina e parasitologia felinas, podendo constituir um problema de saúde pública devido ao seu potencial zoonótico. *Toxascaris leonina* está igualmente classificado na superfamília Ascaridoidea, mas não tem potencial zoonótico e a sua frequência é rara. Os ancilostomatídeos são responsáveis por anemia grave em gatos, sendo as espécies mais comuns *Ancylostoma tubaeforme*, *A. braziliense* e *Uncinaria stenocephala*, que têm potencial zoonótico.

Reconhecem-se várias espécies de metastrongílideos que parasitam o parênquima pulmonar de gatos silvestres e domésticos (Jefferies, Vrhovec, Wallner & Catalan, 2010), havendo um aumento progressivo de publicações a acentuarem a importância da infeção no último grupo. Algumas têm sido valorizadas recentemente como *Aelurostrongylus abstrusus*, de identificação mais frequente (Traversa, Di Cesare & Conboy, 2010; Traversa & Di Cesare, 2016), *Troglostrongylus brevior*, *Troglostrongylus subcrenatus* (Brianti, Giannetto, Dantas-Torres & Otranto, 2014) e *Oslerus rostratus* e *Angiostrongylus chabaudi*, ocasionalmente reportados (Di Cesare, Veronesi & Traversa, 2015)

2.1. *Toxocara cati*

Toxocara cati está classificado na ordem Ascaridida, superfamília Ascaridoidea, família Toxocaridae (Urquhart et al., 1996; Bowman, 2014).

Atinge grandes dimensões no intestino delgado dos gatos domésticos e caracteriza-se pela produção de ovos de elevada resistência (Bowman et al., 2002; Bowman, 2014).

Constitui um dos parasitas mais frequentemente detetados nos gatos domésticos (Baños, Baños & Pelayo, 2001; Bowman et al., 2002; Trees, 2004), sendo responsável pela zoonose parasitária mais comum nos países desenvolvidos pelo que assume particular importância em saúde pública (Madeira de Carvalho et al., 2005b; Bowman, 2014).

2.1.1. Ciclo biológico

Nos gatos, a infeção por *T. cati* pode ocorrer por ingestão de larvas no leite materno (infeção galactogénica), por predação de HP infetados ou infeção pela ingestão de ovos embrionados com larvas de segundo ou terceiro estágio, L2 ou L3, variando consoante os autores. A

infecção transplacentária não ocorre em infecções por *T. cati* (Urquhart et al., 1996; Baños et al., 2001; Bowman, 2014).

Swerczek et al. (1971), demonstrou que a infecção pela via transmamária (infecção galactogénica), ocorre frequentemente no ciclo de vida de *T. cati*. Esta constitui a principal forma de infecção em gatos recém-nascidos ao ingerirem larvas de terceiro estágio, L3, durante a amamentação, anteriormente formas L2 nos tecidos maternos, reativadas durante a gestação e lactação (Trees, 2004). Em gatos muito jovens e infetados, não ocorrem migrações somáticas e na maioria das vezes não se realiza migração traqueal, pelo que o ciclo se limita ao trato intestinal (Urquhart et al., 1996; Baños et al., 2001; Bowman, 2014).

Quando a infecção é adquirida pela ingestão de ovos embrionados, as larvas podem realizar migrações traqueais e eventualmente regressar ao intestino delgado para completar o seu desenvolvimento (Trees, 2004; Bowman, 2014). Algumas larvas realizam migrações somáticas e alojam-se posteriormente sob forma enquistada nos tecidos do gato. Nestes, a probabilidade de ocorrência de migração traqueal continua muito elevada ao longo da vida (Bowman, 2014). Seis a sete semanas após infecção, as fêmeas depositam os ovos embrionados no trato intestinal que serão expelidos posteriormente (Baños et al., 2001; Trees, 2004). Em condições ambientais favoráveis, iniciam a sua maturação e cerca de 4 semanas depois assumem a forma larvar de primeiro estágio, L1, posteriormente L2 e finalmente L3, larva infetante (Bowman et al., 2002; Trees, 2004).

Os ovos presentes no ambiente podem ser ingeridos por outros animais, como roedores, aves, minhocas e baratas (Trees, 2004). Nestes, as larvas migram, alojam-se nos tecidos e atingem a forma quística permanecendo vivas e infetantes até que o HP seja consumido pelo gato. Este constitui o hospedeiro definitivo onde é completado o ciclo, a nível do trato intestinal (Trees, 2004; Bowman, 2014).

As fêmeas de *T. cati* são muito prolíficas, produzindo cerca de 200000 ovos/dia e constituem um dos parasitas responsáveis pela maior contaminação do ambiente (Schmidt & Roberts, 2008; Bowman, 2014).

O ppp após ingestão de ovos embrionados e consumo de HP é de aproximadamente 6 semanas e o pp é de 4–6 meses (ESCCAP, 2010).

2.1.2. Epidemiologia

A espécie *T. cati* está amplamente distribuída a nível mundial (Urquhart et al., 1996; Bowman et al., 2002; Trees, 2004), sendo considerado o endoparasita mais prevalente entre gatos domésticos e outros felídeos (Baños et al., 2001; Bowman et al., 2002; Trees, 2004). Em Portugal, o Setor de Doenças Parasitárias da Faculdade de Medicina Veterinária da

Universidade de Lisboa (FMV-UL) verificou uma redução da prevalência de infecção por *T. cati* de 7,8% para 3,3% no período compreendido entre 1994 e 2004 (Madeira de Carvalho et al., 2005a), mas em 2005, Vaz et al., reportaram prevalências de 13,6% em gatos errantes na zona da Grande Lisboa e em 2011, Ferreira et al., divulgaram prevalências de 9% em 22 gatos de gatis e clínicas veterinárias do distrito de Évora. Em 2013, Waap et al., publicaram resultados obtidos após necrópsia de 162 gatos errantes, de prevalências de 38,3%.

Na Holanda, Nijse et al., (2016) usando técnicas coprológicas detetaram um valor de prevalência de 7,2% em 670 gatos domésticos e de abrigo, mas na Dinamarca, Takeuchi-Storm et al., (2015) recorrendo a técnicas coprológicas e de necrópsia relataram um valor de 84,8% em 99 gatos errantes e domésticos; na Albânia, Knaus et al., (2014a) com recurso a técnicas coprológicas identificaram 48% numa população de 211 gatos domésticos.

Os resultados dos estudos realizados em gatos, diferem com a idade, sendo que em idade inferior a 3 meses, as taxas de infecção situam-se em 30% e em gatos adultos de 10% (Nichol et al., 1981). A aquisição de imunidade parcial nos animais adultos limita o nível de infecção, a prolificidade dos parasitas e pode justificar a referida diferença (Dorchies & Guitton, 1993; Fisher, 2003; Traversa, 2012).

Os ovos pertencentes ao género *Toxocara* apresentam uma parede externa relativamente espessa que confere resistência (Bowman et al., 2002), permanecendo infetantes por vários anos, principalmente se estiverem protegidos da luz solar e dessecação (Trees, 2004; Bowman, 2014). O hábito felino de enterrar as fezes pode reduzir a contaminação ambiental mas, favorece a longevidade dos ovos de *T. cati* (Baños et al., 2001; Trees, 2004).

Os HP estão envolvidos regularmente no ciclo de vida deste parasita (Bowman, 2014). Assumem particular importância em gatos adultos com hábitos predatórios bem desenvolvidos, constituindo um reservatório de infecção. Em 1995, Webster & MacDonald detetaram numa população de ratos de uma zona rural de Inglaterra, uma prevalência de infecção de 15% por larvas de *T. cati*.

2.1.3. Sinais clínicos e fisiopatologia

A maior parte dos gatos infetados por *T. cati* não manifesta sinais clínicos (ESCCAP, 2010). No entanto, animais jovens com elevadas cargas parasitárias, manifestam frequentemente diarreia que alterna com fases de obstipação, distensão abdominal e vômito, no qual se pode identificar parasitas (Dorchies & Guitton, 1993; Fisher, 2003; Trees, 2004; Traversa, 2012; Nelson & Couto, 2014). Em situações de grande infecção, pode ocorrer obstrução intestinal devido à aglomeração de vermes no lúmen intestinal (ESCCAP, 2010) mas a simples eliminação de vermes adultos através das fezes, também é possível. Já foi descrita a

ocorrência de peritonite potencialmente fatal. Felídeos infetados por ingestão de ovos embrionados podem manifestar tosse, numa fase inicial da infecção, devido à passagem das larvas pelos alvéolos e brônquios pulmonares (Dorchies & Guitton, 1993; Fisher, 2003; Traversa, 2012). Podem igualmente observar-se sinais gerais como letargia, emagrecimento, atraso no crescimento dos jovens ou alterações da pelagem (Dorchies & Guitton, 1993; Baños et al., 2001; Fisher, 2003; Traversa, 2012; Nelson & Couto, 2014).

As migrações larvares têm sido associadas à presença de hipertrofia dos vasos pulmonares em gatos (Swerczek, Nielsen & Helmboldt, 1970), sendo possível a formação de granulomas parasitários em diversos órgãos, incluindo os pulmões (Dorchies & Guitton, 1993; Fisher, 2003; Traversa, 2012).

2.1.4. Diagnóstico

O diagnóstico é realizado através de análises coprológicas ou por visualização de vermes adultos nas fezes ou no vômito de animais afetados (Baños et al., 2001; Trees, 2004).

Os ovos de *T. cati* são facilmente detetados por flutuação fecal, principalmente no final do ppp em que são extensamente eliminados (Dorchies & Guitton, 1993; Fisher, 2003; Traversa, 2012). Apresentam grandes dimensões, medindo entre 65 a 77µm (Baños et al., 2001; Bowman et al., 2002) e assumem conformação esférica/sub-esférica com superfície exibindo depressões características. A parede externa é de coloração acastanhada, espessa e irregular, ao contrário da parede lisa do ovo de *Toxascaris leonina*, que não apresenta potencial zoonótico ao contrário de *T. cati* (Trees, 2004). Os exemplares adultos de *T. cati* são de coloração creme e podem atingir 12cm de comprimento (Fig. 7) (Bowman, 2014). Possuem uma boca rodeada por três grandes lábios e um par de asas cervicais, conferindo-lhes uma aparência de seta na sua extremidade anterior (Bowman et al., 2002; Trees, 2004).

Figura 7 – Formas adultas de *Toxocara cati* identificadas em fezes de felídeo (Original).



2.1.5. Tratamento e profilaxia

Os gatos adquirem a primo-infecção por *T. cati* durante a amamentação, pelo que a administração precoce e repetida de anti-helmínticos adequados permite o controlo desta parasitose na maioria dos gatos recém-nascidos (Urquhart et al., 1996). O tratamento deve ser iniciado às 3 semanas de vida e repetido de 2-2 semanas até duas semanas após o desmame. Após este período, a desparasitação deve ser mensal até aos 6 meses de idade (ESCCAP, 2010) e adequada às condições de vida do animal. Se houver acesso ao exterior ou a ambientes contaminados, recomenda-se a realização de 4 desparasitações por ano com o objetivo de reduzir o risco de infeção, exceto se houver rastreio por análises coprológicas regulares. (Dorchies & Guitton, 1993; Fisher, 2003; ESCCAP, 2010; Traversa, 2012). As gatas reprodutoras devem ser igualmente submetidas a terapêutica para evitar a reativação de infeções latentes e consequente contaminação do leite materno (ESCCAP, 2010). As datas ideais de tratamento correspondem ao período do cio, 15 dias após o parto e de 2-2 semanas, até a ninhada ser desmamada (Dorchies & Guitton, 1993; Fisher, 2003; Traversa, 2012).

A única terapêutica segura a ser instituída às 3 semanas de vida e dirigida a *T. cati* é baseada nos derivados de pirantel. A partir das 6 semanas de vida, os animais podem ser desparasitados com febendazol, piperazina ou ivermectina conjugada com milbemicina oxima. A partir das 8 semanas de idade, a terapêutica pode ser efetuada com selamectina. Após este período, podem ser feitas administrações de formulações de emodepside conjugado com praziquantel e moxidectina com imidaclopride (Bowman, 2014; Nelson & Couto, 2014). Os animais infetados devem ser tratados com intervalos de 2 a 3 semanas, para garantir a eliminação dos vermes latentes nos tecidos durante o tratamento e que posteriormente migram para o lúmen intestinal (Nelson & Couto, 2014).

Deve ser dado ênfase à prevenção da infeção pela ingestão de ovos infecciosos existentes no ambiente e pelo consumo de HP (Bowman et al., 2002), embora seja conhecida a dificuldade da sua execução nos meios rurais (Bowman, 2014).

Perante a resistência dos ovos de *Toxocara* spp. impõe-se a implementação de medidas profiláticas nos gatis: remoção diária de fezes, limpeza com mangueiras de alta pressão e utilização de desinfetantes capazes de remover a parede externa do parasita (formaldeído a 3%, cresol a 2% ou a associação formaldeído a 3% e sulfato de cobre a 2%) (Dorchies & Guitton, 1993; Fisher, 2003; Traversa, 2012). A desinfecção deve ser sempre precedida de uma lavagem a alta pressão para eliminar os resíduos orgânicos existentes e facilitar a remoção dos ovos no processo de enxaguagem. Propõe-se igualmente a aplicação de uma camada de cimento para enterrar os ovos existentes e impedir a sua posterior ingestão pelos animais (Bowman, 2014).

2.2. Família Ancylostomatidae

Os ancilostomatídeos são pequenos nemátodes (ESCCAP, 2010), relativamente frequentes em carnívoros domésticos e silvestres (Baños et al., 2001). Encontram-se classificados na superfamília Ancylostomatoidea, família Ancylostomatidae, distinguindo-se duas sub-famílias, Ancylostomatinae e Bunostominae (Bowman, 2014). Os gatos são parasitados pelos vermes pertencentes à sub-família Ancylostomatinae: *Ancylostoma tubaeforme*, o mais comum, *Uncinaria stenocephala* e *Ancylostoma braziliense* (em países tropicais) (Gevrey, 1993; Bowman, 2014). São caracterizados por uma grande cápsula bucal, armada por dentes (*Ancylostoma* spp.) ou placas cortantes (*U. stenocephala*) (Urquhart et al., 1996; Bowman et al., 2002), mecanismos que permitem a sua atividade hematófaga no intestino delgado e responsáveis pela elevada morbidade e mortalidade em gatos (Urquhart et al., 1996; Baños et al., 2001).

2.2.1. Ciclo Biológico

O gato adquire infecção ao ingerir larvas de terceiro estágio, L3, forma mais comum em infecções por *U. stenocephala*, ou por via cutânea. O ciclo biológico é direto, havendo possibilidade de ocorrência de ciclos indiretos na presença de roedores, HP. Nestes, as L3 enquistam-se nos seus tecidos, permanecendo infetantes. Não ocorre infecção pelas vias transplacentária e galactogénica (Burrows, 1962; Gevrey, 1993; Bowman et al., 2002).

Após ingestão, as L3 migram pelos tecidos do gato, alcançam a mucosa do intestino delgado, onde se fixam, transformando-se em formas adultas ao fim de 2-3 semanas e 4 semanas para infecções adquiridas pelas vias oral e percutânea, respetivamente (Burrows, 1962; Gevrey, 1993; ESCCAP 2010). Para *U. stenocephala*, o ppp é ligeiramente superior, 3-4 semanas. O pp prolonga-se, sendo determinado pelo estado imunitário (ESCCAP, 2010). Os parasitas adultos têm uma sobrevivência média de aproximadamente 6 meses (Burrows, 1962; Gevrey, 1993). Os ovos produzidos são eliminados pelas fezes, a partir dos quais eclode uma larva de primeiro estágio, L1, que em condições ambientais favoráveis irá originar uma larva L2 e depois uma L3, a forma infetante do parasita (Gevrey, 1993; Baños et al., 2001).

2.2.2. Epidemiologia

No continente europeu *A. tubaeforme* encontra-se preferencialmente, nas regiões de clima quente e temperado. Os parasitas do género *Uncinaria* são observados em regiões de clima frio, localizando-se sobretudo no norte europeu (Gevrey, 1993; ESCCAP, 2010). *A. braziliense* é encontrado principalmente nas zonas costeiras dos continentes africano e americano (Bowman et al., 2002). Em climas temperados, a maioria dos casos de

ancilostomose clínica ocorre no final da primavera, verão e início do outono, sobretudo se ocorrer precipitação adequada (Bowman, 2014).

Os estudos realizados em Lisboa por Waap et al., (2013) e Duarte et al., (2010) utilizando diferentes técnicas, detetaram prevalências de 19,1% para *A. tubaeforme* (necrópsia) e 1,4% e 2,7% para *A. tubaeforme* e *U. stenocephala*, respetivamente (técnicas coprológicas). Em Évora, Ferreira et al., (2011) verificaram 4,5% de *Ancylostoma* spp. (análises coprológicas) em 22 gatos domésticos e de gatis.

Em Espanha, Rodríguez-Ponce et al., (2016) detetaram em 48 gatos errantes, após necrópsia prevalências de 18,8% de *A. tubaeforme*; na Albânia, Knaus et al., (2014a) detetaram em 211 gatos domésticos, a partir de técnicas coprológicas valores de 32,9% de ancilostomatídeos; em Itália, Riggio et al., (2013) numa população de 81 gatos domésticos, através de técnicas coprológicas, identificaram 1,2% de *A. tubaeforme* e 3,7% de *U. stenocephala*.

Os ancilostomatídeos são detetados com maior frequência em zonas rurais. Os gatos infetam-se ao ingerir L3 presentes nas ervas e em ambientes contaminados ou por via percutânea quando contatam com solos contaminados. Igualmente é referida a possibilidade de aquisição de infeção pelo contato com o próprio pêlo contaminado, proporcionada pela limpeza desse (Burrows, 1962; Gevrey, 1993; Bowman et al., 2002). Os ovos recém-eliminados dos ancilostomatídeos necessitam de condições adequadas de temperatura (23-30°C), humidade e oxigenação para que se possam desenvolver, após duas mudas, na forma L3 (Baños et al., 2001; Bowman, 2014). A dessecação e químicos como desinfetantes perturbam o desenvolvimento, podendo levar à sua destruição (Burrows, 1962; Gevrey, 1993).

2.2.3. Sinais clínicos e fisiopatologia

A ancilostomose é uma parasitose geralmente bem tolerada pelos animais afetados. O quadro clínico pode incluir diarreia hemorrágica, por vezes profusa, anemia, perda de peso e perda muscular, lesões dermatológicas associadas à penetração ativa das larvas e linfadenopatias superficiais. Raramente, podem ocorrer sinais respiratórios associados às migrações das larvas (Burrows, 1962; Gevrey, 1993). O grau de anemia depende da idade do animal, estados nutricional e imunitário do hospedeiro, reserva de ferro, carga parasitária e duração de infeção (Baños et al., 2001; ESCCAP, 2010).

Os ancilostomatídeos alimentam-se diretamente da mucosa intestinal do hospedeiro, alterando a sua integridade. Os parasitas pertencentes ao género *Ancylostoma* são hematófagos e os do género *Uncinaria* alimentam-se de proteínas plasmáticas. A espécie *U. stenocephala* apresenta menor patogenicidade relativamente a *A. tubaeforme* (ESCCAP, 2010).

2.2.4. Diagnóstico

Os ovos de ancilostomatídeos são facilmente recuperados através de métodos de flutuação fecal, dada a grande prolificidade das fêmeas (Nelson & Couto, 2014; Marks, 2016). Os ovos são identificados como sendo do tipo estrangilídeo (Bowman, 2014), apresentando conformação oval, parede fina, lisa e transparente sendo constituídos por uma mórula, constituída por 8-16 células (Fig. 8), ao serem eliminados com as fezes (Gevrey, 1993). Os ovos de ancilostomatídeos são semelhantes entre si, pelo que a distinção entre géneros é baseada nas dimensões: os ovos de *Ancylostoma* spp. medem entre 30-45 x 55-76µm e os de *Uncinaria* spp. medem cerca de 70-90 x 40-50µm (Gevrey, 1993; Bowman et al., 2002).

Figura 8 - Ovo de Ancylostomatidae (Original).



Os parasitas adultos são facilmente identificados pela sua morfologia e medem cerca de 3 a 12mm de comprimento (Bowman et al., 2002). Apresentam coloração cinzenta-avermelhada (*Ancylostoma* spp.) ou pálida (*Uncinaria* spp.). A extremidade anterior apresenta uma curvatura dorsal, conferindo-lhes a característica forma de “gancho” (do inglês, *hookworm*) (Urquhart et al., 1996; Baños et al., 2001; Bowman, 2014). São constituídos por uma cápsula bucal bem desenvolvida, cujas características permitem a distinção entre géneros: a presença de estruturas dentiformes é característica de *Ancylostoma* spp. e a existência de placas quitinosas cortantes ocorre em *Uncinaria* spp. (Baños et al., 2001; Bowman, 2014). A distinção e identificação das espécies do género *Ancylostoma* baseia-se no número de dentes existentes na cápsula bucal: *A. tubaeforme* possui três pares de dentes na margem ventral e *A. braziliense* possui apenas um par (Bowman, 2014).

2.2.5. Tratamento e profilaxia

A maior parte dos anti-helmínticos disponíveis, benzimidazóis (febendazol, mebendazol), probenzimidazóis (febantel), lactonas macrocíclicas (ivermectina, selamectina, milbemicina oxima, moxidectina), tetrahidropirimidinas (pirantel), emodepside, têm ação sobre os ancilostomatídeos (Gevrey, 1993; Bowman, 2014;).

A implementação de medidas para prevenir a ocorrência de infecções por ancilostomatídeos, incluem a desparasitação regular de carnívoros, (incluindo o tratamento de fêmeas gestantes nos 15 dias que antecedem o parto), erradicação de roedores, remoção diária de fezes e limpezas semanais com desinfetantes adequados (hipoclorito de sódio a 1% ou cresol) de áreas cimentadas (Gevrey, 1993; Bowman 2014).

2.3. *Aelurostrongylus abstrusus*

Nos últimos anos têm sido reconhecidos e valorizados os estudos que incidem sobre nemátodes pulmonares, particularmente *Aelurostrongylus abstrusus* (Traversa et al., 2010, 2016), classificado na superfamília Metastrongyloidea, Família Angiostrongylidae (Pechman, 1994).

A presença crescente por todo o continente europeu associada ao potencial patogénico, dificuldade no diagnóstico e prevenção, justificam o interesse motivado (Traversa et al., 2008d, 2010). *A. abstrusus* era considerado o único metastrongílideo pulmonar do gato doméstico (Anderson, 2000; Bowman et al., 2002) e as espécies *Troglostrongylus brevior* e *Troglostrongylus subcrenatus*, eram consideradas os parasitas responsáveis pelas infecções pulmonares em felídeos silvestres (Brianti et al., 2014) No entanto, recentemente foram igualmente identificados *T. brevior* e *T. subcrenatus* em infecções pulmonares no gato doméstico, assistindo-se a um número crescente de diagnósticos positivos para nemátodes destas espécies (Traversa & Di Cesare, 2013; Brianti et al., 2014). Apesar desta constatação, *A. abstrusus* mantém-se como o metastrongílideo mais frequentemente identificado, sendo responsável por pneumonias verminosas de gravidade variável (Traversa et al., 2008d, 2010).

2.3.1. Ciclo Biológico

As formas adultas de *A. abstrusus* (comprimento: 5-12 mm; largura: 54-80 µm) localizam-se nos bronquíolos terminais, dutos alveolares e alvéolos pulmonares de gatos infetados (Payo-Puente et al., 2008; Traversa et al., 2010). As fêmeas realizam a ovopostura no parênquima pulmonar, a partir do qual eclode uma larva de primeiro estágio (L1) que irá ascender até à faringe pela traqueia, estimulando o reflexo da tosse, sendo posteriormente deglutida e eliminada através das fezes dos gatos (Payo-Puente et al., 2008; Bowman, 2014). As L1

requerem moluscos gastrópodes terrestres como HI (lesmas ou caracóis), para que se possa desenvolver no seu organismo uma larva infetante, larva de terceiro estágio (L3) (Miró & Gomez, 1999; Payo-Puente et al., 2008), após 2-5 semanas no interior do HI (Bowman, 2014). Recentemente descobriu-se que os trilhos mucosos realizados pelo HI *Helix aspersa* constituem uma via de contágio para outros gastrópodes (forma especial de transmissão entre hospedeiros intermediários, daí que seja designada como *intermediesis*) e contaminam o meio ambiente, ficando assim disponíveis para os hospedeiros definitivos susceptíveis. Concluiu-se igualmente que os HI *Helix aspersa* infetados, mas mortos e submersos, libertam L3 na água, constituindo uma via de contágio ambiental adicional (Colella et al., 2015; Giannelli et al., 2015b). Estes aspetos biológicos promovem a circulação e aumentam a sobrevivência das L3 no meio ambiente com aumento da probabilidade do gato se infetar (Colella et al., 2015). A infeção do gato, hospedeiro definitivo, ocorre pela ingestão de HI infetados ou principalmente pelo consumo de HP, nomeadamente aves (na Grã-Bretanha os pássaros constituem a principal fonte de infeção (Tres, 2004)), pequenos mamíferos, anfíbios e répteis (Gregory & Munday, 1967), que preservam e concentram as formas infetantes, contribuindo para a sua dispersão (Tres, 2004). Após ingestão, as L3 são libertadas no trato digestivo, penetram na mucosa do esófago, estômago e intestino e migram para os pulmões pela via hemo-linfática, atingindo a forma adulta (Anderson, 2000). O ppp varia entre 34 a 42 dias e ao fim de 5 semanas, são eliminadas larvas nas fezes (Tres, 2004).

2.3.2. Epidemiologia

A aelurostrongilose felina é uma parasitose de distribuição mundial, com particular incidência nos países europeus, onde é considerada emergente (Traversa et al., 2010; Traversa & Di Cesare, 2013; Nabais et al., 2014). A crescente expansão desta infeção deve-se principalmente às alterações climáticas (aquecimento global) e mudanças na epidemiologia do HI. Paralelamente, o interesse da classe médico-veterinária, associada à melhoria das técnicas de diagnóstico, também contribui para o aumento das taxas de prevalência de *A. abstrusus* (Traversa & Guglielmini, 2008; Traversa et al., 2010), que ainda poderá estar subestimada pela raridade no uso da técnica de Baermann, na prática clínica (Traversa & Guglielmini, 2008).

A infeção é predominantemente constatada no meio rural, onde os gatos têm facilmente acesso ao exterior e maior probabilidade de se infetar (Bowman, 2014).

A prevalência de infeção em vários países europeus oscila entre 0,5 a 50% (Barutzki & Schaper, 2011; Knaus et al., 2011), tendo-se verificado recentemente um aumento para 25-50% (Payo-Puente et al., 2008; Traversa et al., 2008a; 2010; Knaus et al., 2011, 2014a;

Tamponi et al., 2014). A variação depende da área geográfica avaliada, população e método de diagnóstico utilizado (Barutzki & Schaper, 2013). Na região metropolitana de Lisboa a prevalência foi de 11,8 e 12% em 162 gatos errantes e 50 de abrigo, respetivamente (Waap et al., 2013; Nabais et al., 2014). Recentemente, Santos (2016) e Jacinto (2016) detetaram valores de prevalência de 4,9% e 1,67%, respetivamente, em populações de gatos domésticos na cidade de Lisboa. O estudo efetuado numa população de 97 gatos de abrigo no Porto, referiu uma prevalência de 17,4% (Payo-Puente et al., 2008). Na tabela 2 estão referidos valores de prevalência de *A. abstrusus* obtidos em alguns estudos europeus.

Tabela 2 – Resumo das taxas de prevalência de *A. abstrusus* na Europa, por ordem cronológica de publicação do estudo.

País	Prevalência (infetados/total)	Ano	Referência
Roménia	5,6% (23/414)	2010	Mircean, Titilincu & Vasile, 2010
Alemanha	0,5% (45/8560)	2011	Barutzki & Schaper, 2011
Albânia	50% (9/18)	2011	Knaus et al., 2011
Hungria	14,5% (34/235)	2013	Capári et al., 2013
Itália	2,9% (4/139)	2013	Spada et al., 2013
Albânia	39,7% (100/252)	2014	Knaus et al., 2014a
Grécia	8% (10/125)	2015	Diakou et al., 2015
Dinamarca	15,6% (23/147)	2015	Olsen, Willesen, Pipper & Mejer, 2015
Espanha	10,4% (5/48)	2016	Rodríguez-Ponce, González, Conde de Felipe, Hernández, Raduar, 2016

2.3.3. Sinais clínicos e fisiopatologia

A maior parte dos gatos infetados por *A. abstrusus* não manifesta sinais clínicos (Bowman, 2014; Nelson & Couto, 2014). A sua existência ou exuberância dependem da idade, do estado geral, doenças concomitantes, resposta imunitária e carga parasitária, pelo que a infeção pode

ser subclínica ou clínica (Scott, 1972; Conboy, 2009; Traversa et al., 2010). A doença, quando existe, é caracterizada por tosse crônica (moderada a intensa), espirros, corrimento nasal mucopurulento, pieira, dispneia e taquipneia (Trees, 2004; Traversa et al., 2008a, 2008b). As infecções de gravidade moderada são comuns em gatos adultos e/ou na presença de cargas parasitárias baixas, sendo frequentemente auto-limitantes (Traversa et al., 2010).

Nas formas mais graves, é frequente os gatos apresentarem respiração de boca aberta (Fig. 9) ou abdominal, taquicardia (Pechman, 1984) e sinais sistêmicos (febre, letargia, depressão, anorexia, perda de peso) (Hamilton, 1963; Grandi et al., 2005). Pode ocorrer pitoráx ou pneumotórax, resultante da presença de bactérias intestinais transportadas por larvas pulmonares (Barrs, Swinney, Martin & Nicoll, 1999). A evolução pode ser fatal nos animais debilitados, imunodeprimidos ou animais jovens (Pechman, 1984).

Figura 9 - Gata infectada por *A. abstrusus*, com respiração de boca aberta (Original).



A presença de *A. abstrusus* (formas adultas, ovos e larvas) no parênquima pulmonar origina uma potente resposta inflamatória, responsável por pneumonias granulomatosas (Gerdin et al., 2011). Os pulmões de gatos infectados apresentam nódulos de 1-20 mm, de cor amarelo-acinzentados, com localização sub-pleural, contendo no seu interior agregados de ovos, larvas e adultos (Hamilton, 1963; Scott, 1972; Headley, 2005). Os bronquíolos, dutos alveolares e alvéolos são constituídos por infiltrados celulares e parasitas, com consequente redução de área de superfície para realização de trocas gasosas (Headley, 2005; Gerdin et al., 2011). O músculo liso do parênquima pulmonar e a *tunica muscularis* das artérias pulmonares apresentam hipertrofia, e hipertrofia e hiperplasia respetivamente, alterações frequentes nesta infecção (Headley, 2005).

A. abstrusus surge com alguma frequência associado a infecções por *T. brevior* (Jefferies et al., 2010; Tamponi et al., 2014; Di Cesare et al., 2014).

2.3.4. Diagnóstico

O diagnóstico baseia-se na identificação das formas L1 nas fezes (Miró & Gomez, 1999; Traversa et al., 2008d, 2010). As parasitoses respiratórias em gatos são geralmente sub-diagnosticadas (Traversa, Di Cesare, Milillo & Otranto, 2008; Nabais et al., 2014) pela dificuldade em estabelecer o diagnóstico clínico e confirmação laboratorial (Traversa et al., 2010): o quadro clínico é inespecífico podendo confundir-se com infecções respiratórias de outra etiologia (bacteriana, fúngica) ou desencadeadas por outro parasita (por ex., *Toxoplasma gondii*). A asma felina, corpos estranhos nas vias aéreas e tumores pulmonares são outros diagnósticos diferenciais frequentemente evocados (Traversa et al., 2010). Devido à excreção intermitente do parasita e ausência de produção de larvas no ppp e ao fim de 5 meses de infecção (exceto em situação de stress), (Hamilton, 1963; Pennisi, Niutta & Giannetto, 1994; Ribeiro & Lima, 2001) os falsos negativos são comuns. Recomenda-se, por isso, efetuar várias análises fecais para detecção de formas L1 (Scott, 1972; Traversa et al., 2010).

A técnica de Baermann, considerada como o método de eleição para diagnóstico desta parasitose, apresenta uma sensibilidade de 90% e possibilita a identificação de L1 a partir de amostras fecais (Traversa & Guglielmini, 2008). Simultaneamente, permite quantificar o número de larvas presentes por grama (LPG), que se correlaciona com a gravidade da infecção (Genchi et al., 2014). No entanto esta técnica requer 24 horas para obtenção de resultados e técnicos experientes no reconhecimento da morfologia das formas L1 (Miró & Gomez, 1999; Traversa et al., 2010). A identificação baseia-se em parâmetros métricos e morfológicos: dimensão de 300-390µm, extremidade anterior cônica, com abertura oral e de conteúdo granular, esófago não rabditiforme ocupando um terço a metade do comprimento da larva e extremidade posterior em forma de “S” com entalhe dorsal e uma terminação tipo botão (Fig. 10) (Scott, 1972; Conboy, 2009; Jefferies et al., 2010).

Figura 10 - Larva L1 de *A. abstrusus* (Original).



Os parasitas que mais dificuldades podem colocar na correta identificação das larvas L1 de *A. abstrusus* são os nemátodes de vida livre e as L1 de *T. brevior* (Traversa et al., 2010).

As técnicas de esfregaço fecal, flutuação fecal e sedimentação natural apresentam baixa sensibilidade devido à presença inconstante das larvas ou quantidade de amostra inadequada e porque as soluções de gravidade específica elevada, podem induzir alterações morfológicas (por osmose e desidratação) sobre as L1 (Scott, 1972; Traversa et al., 2008a, 2010).

Gaglio et al., (2008), sugerem a utilização de uma nova técnica, FLOTAC (utilizada frequentemente em medicina humana e veterinária para diversos estudos parasitológicos), para diagnóstico da aelurostrongilose felina. Este método permite quantificar as LPG existentes numa amostra fecal de forma mais precisa e exata relativamente às técnicas de Baermann e McMaster, dado que regista valores de LPG superiores. Constitui uma alternativa à técnica de Baermann quando as amostras fecais são preservadas em formalina ou quando a viabilidade larvar está comprometida.

As lavagens traqueal ou bronco-alveolar podem ser utilizadas, embora sejam métodos invasivos, apresentando os riscos inerentes à sedação e possibilidade de falsos negativos (Traversa et al., 2010). Recomenda-se a coloração dos lavados para aumentar a sua sensibilidade, embora sempre menor, relativamente à técnica de Baermann (Lacorcchia, Gasser, Anderson & Beveridge, 2009).

Ultimamente, foram desenvolvidas novas técnicas moleculares para ultrapassar as limitações inerentes às técnicas coprológicas. Foi criado um *nested* PCR, para identificação deste parasita, com especificidade e sensibilidade de 100 e 97%, respetivamente. O diagnóstico pode ser realizado a partir de amostras fecais, sobrenadante da técnica de flutuação,

sobrenadante e sedimento de Baermann e de esfregaços faríngeos (Traversa, Iorio & Otranto, 2008). Os esfregaços faríngeos são considerados as melhores amostras para diagnóstico molecular não tendo as limitações habituais das amostras fecais: reduzida amostra, ppp, fase migratória e existência de inibidores de PCR que dificultam a extração de DNA (Traversa et al., 2008c; Di Cesare et al., 2014). Foi igualmente desenvolvido um PCR *duplex* que possibilita a distinção molecular entre larvas L1 de *A. abstrusus* e *T. brevior* através de marcadores presentes no DNA ribossomal (rDNA) (Annoscia et al., 2014). A nível serológico, foi criado um teste de anticorpos de imunofluorescência, com sensibilidade e especificidade elevadas, capaz de detetar antígenos anti-*A. abstrusus* a partir do soro de gatos naturalmente infetados (Briggs et al., 2013).

A nível imagiológico as alterações observadas dependem da carga parasitária e da cronicidade da doença. A visualização de um padrão alveolar na fase inicial é comum, evoluindo posteriormente para um padrão brônquico e intersticial, caracterizado por espessamento das paredes brônquicas e aumento da opacidade intersticial (Traversa & Di Cesare, 2016).

2.3.5. Tratamento

O Febendazol na dose de 50mg/kg, *per os*, SID, durante 3 dias ou 20mg/kg, durante 5 dias, constitui o fármaco mais frequentemente utilizado (Urquhart et al., 1996; Trees, 2004; Nelson & Couto, 2014) apesar de não ser igualmente eficaz em todos os gatos (Traversa et al., 2009a, 2009b).

Está descrita a interrupção da excreção de L1 num gato com aelurostrongilose clínica e resolução dos sinais clínicos num período de 6 semanas após administração de Milbemicina oxima na dose de 4mg/kg (associada ao praziquantel 10mg/kg), em intervalos de 2 semanas (Dirven, Szatmári, van den Ingh & Nijse, 2012). Após administração de Selamectina por via tópica, na dose de 18mg/kg, houve melhoria clínica de um gato infetado, obtendo-se franca recuperação da função respiratória, incluindo as lesões brônquicas visíveis radiograficamente, após 2ª dose aplicada no mês seguinte (Reinhardt, Ottenjann, Schunack & Kohn, 2004). Igualmente mostrou eficácia na recuperação clínica e na eliminação de larvas em outros 9 gatos, num total de 10 infetados (Iannino, Iannetti, Paganico & Vulpiani, 2013). A Ivermectina apresenta atividade inconsistente (Burgu & Samehmetoglu, 2004; Grandi et al., 2005).

Recentemente foi avaliada a eficácia e segurança de dois anti-parasitários: um incluindo imidaclopride a 10% e moxidectina a 1% e outro com emodepside a 2,1% e praziquantel a 8,6%, em formulação *spot on*, com uma única administração por tratamento. Demonstraram ser seguros e eficazes no tratamento de gatos infetados (Traversa et al., 2009a, 2009b).

Igualmente se obteve eficácia com a nova formulação constituída pela associação de fipronil a 8,3%, metopreno a 10%, eprinomectina a 0,4% e praziquantel a 8,3%, que mostrou eficácia de 90,5% na eliminação de formas larvares e em 99,6% nas formas adultas (Knaus, Chester, Rosentel, Kühnert & Rehbein, 2014; Giannelli et al., 2015a).

A terapêutica anti-parasitária poderá ser associada a broncodilatadores, no caso de gatos com comprometimento respiratório, para aliviar o quadro clínico, sem compromisso da eficácia (Nelson & Couto, 2014).

A resposta ao tratamento pode ser monitorizada com radiografias torácicas e análises fecais periódicas. Em alguns casos, poderá ser necessária a repetição do tratamento (Nelson & Couto, 2014).

Não existe forma de prevenção de doença em gatos com predomínio de vida exterior (Trees, 2004).

3. Céstodes

A Classe Cestoda compreende um grupo de parasitas cuja forma adulta se localiza no trato intestinal de animais vertebrados. O seu ciclo de vida é indireto e a infecção adquirida pela ingestão de um HI infetado com a forma larvar. Céstodes com importância veterinária pertencem à Ordem Cyclophyllidea, na qual se incluem as famílias Taeniidae e Dipylidiidae, e Ordem Pseudophyllidea (Bowman et al., 2002).

As formas adultas (Cyclophyllidea) são caracterizadas pela sua conformação singular com corpo achatado, segmentado e destituído de canal digestivo (Fig. 11). A cabeça ou escoléx apresenta órgãos de fixação e uma cadeia de segmentos em que cada um dos proglotes, é constituído pelos órgãos reprodutores femininos e masculinos (Urquhart et al., 1996).

Figura 11 – Céstodes adultos expelidos em vômito de gato doméstico após desparasitação (Original).



3.1. Famílias Taeniidae e Dipylidiidae

A infecção por *Taenia taeniaeformis* é habitualmente bem tolerada pelo gato doméstico. A forma larvar, *Cysticercus fasciolaris*, desenvolve-se no fígado de pequenos roedores; os vermes adultos podem ser encontrados no intestino delgado de gatos infetados. A nível morfológico, as formas adultas podem atingir 60 a 150 cm de comprimento (Fig. 12) e os proglotes ovíferos são constituídos por milhares de ovos, contidos num útero longitudinal (Bourdeau & Beugnet, 1993).

Os parasitas pertencentes à espécie *Echinococcus multilocularis* afetam sobretudo carnívoros silvestres (raposas), embora os felídeos domésticos possam ocasionalmente intervir neste ciclo biológico (Bowman et al., 2002; Deplazes, 2015). *E. multilocularis* é um céstode pequeno, com cerca de 6 mm de comprimento, constituído por 3 a 4 proglotes. O último segmento representa cerca de metade do corpo do parasita e é ovíparo (Urquhart et al., 1996).

A espécie *Dipylidium caninum* caracteriza-se pela sua conformação alongada (15-70 cm de comprimento) e coloração esbranquiçada. Nos proglotes gravídicos, o útero é dividido em cápsulas ovíferas, contendo cada um 20 a 30 ovos. Os proglotes têm capacidade de movimento próprio, pelo que é frequente a sua visualização em torno da região perianal do animal, fezes e locais de repouso (Boreham & Boreham, 1990).

Figura 12 – Verme adulto de *Taenia taeniaeformis* (Original).



3.1.1. Ciclo Biológico

O gato infeta-se pela ingestão de HI infetados, como roedores (*T. taeniaeformis*) ou pulgas e piolhos mastigadores (*D. caninum*) (ESCCAP, 2010). Aproximadamente 2 a 4 semanas depois, inicia-se a excreção das proglotes (*T. taeniaeformis*) e cápsulas ovígeras (*D. caninum*), constituídas por embriões hexacantos (Boreham & Boreham, 1990; Bourdeau & Beugnet, 1993). Após a sua ingestão pelo HI, ocorre eclosão e posterior enquistamento no fígado e cavidade peritoneal com a formação de uma larva do tipo estrobilocerco (*T. taeniaeformis*) ou cisticercóide (*D. caninum*) (Bowman, 2014).

T. taeniaeformis pode manter infeções patentes em gatos entre 7 a 30 meses (Bourdeau & Beugnet, 1993).

O ciclo de vida de *E. multilocularis* é predominantemente silvestre requerendo a intervenção de canídeos (geralmente raposas), que constituem os hospedeiros definitivos e roedores, HI (Bowman, 2014; Deplazes, 2015). Estes últimos infetam-se pela ingestão de ovos presentes no meio ambiente e/ou nas fezes de cães ou gatos (Nelson & Couto, 2014). As formas larvares desenvolvem-se no parênquima hepático do HI, originando uma hidátide alveolar (Bowman, 2014). Este processo, pode ocasionalmente despoletar a morte do HI (Hildreth, Johnson & Kazacos, 1991). O tempo necessário para o estabelecimento de um verme adulto são 4 semanas, sobrevivendo durante várias semanas (ESCCAP, 2010; Bowman, 2014).

3.1.2. Epidemiologia

Os gatos infetam-se pelo consumo de vísceras de roedores infetados, constituindo os hábitos predatórios fator favorecedor para o ciclo biológico de *T. taeniaeformis* (Bourdeau & Beugnet, 1993).

A dipilidiose é considerada uma das doenças parasitárias mais frequentes em gatos (Bowman et al., 2002) e depende sobretudo da distribuição da fonte de infecção que é constituída por pulgas das espécies *Ctenocephalides felis*, *Ctenocephalides canis* ou *Pulex irritans*; e piolhos mastigadores das espécies *Trichodectes canis* e *Felicola subrostratus* (Boreham & Boreham, 1990). Infecções por *D. caninum* são adquiridas pela ingestão de HI nos momentos em que os felídeos se lambem ou se coçam e mordem em simultâneo (Zajac & Conboy, 2010).

Em Lisboa, Duarte et al., em 2010, detetaram a presença de *D. caninum* em 1,4% gatos errantes, através de análises coprológicas. Em 2013, Waap et al., em 162 gatos errantes e pela técnica de necrópsia, identificaram a presença de *D. caninum* e *T. taeniaeformis* em 53,1 e 3,1% respetivamente. Em Espanha, nas Ilhas Canárias, Rodríguez-Ponce et al., (2016), igualmente em 48 gatos errantes e pela técnica de necrópsia obtiveram os resultados de 64,6 e 31,3% de *D. caninum* e *T. taeniaeformis* respetivamente. Na Itália, Riggio et al., (2013) obtiveram, a partir de 81 gatos domésticos e por técnicas coprológicas, o valor de 1,25% de *D. caninum* e Spada et al., (2013), em 139 gatos errantes através de técnicas coprológicas identificaram a sua presença em 2,9% e na Roménia, Mircean et al., (2010), pelas mesmas técnicas reportaram 2,7% de *T. taeniaeformis* de 414 gatos domésticos.

E. multilocularis encontra-se sobretudo na Europa Central e Oriental (ESCCAP, 2010). Consideram-se dois ciclos: o urbano e o silvestre. O último está relacionado com a presença de *E. multilocularis* nas raposas, hospedeiros definitivos, e determinados roedores (*Arvicola terrestres*), HI, cujo alimento são plantas e frutos contaminados por fezes de raposa (Petavy, Tenora, Deblock & Sergeant, 2000; Thompson & MacManus, 2002; Raether & Hänel, 2004; Deplazes, van Knapen, Schweiger & Overgaauw, 2011). Os animais domésticos tornam-se fontes diretas de infecção para os seres humanos, ao alimentarem-se de vísceras de HI infetados, estabelecendo-se o ciclo urbano (Bowman, 2014). Existe um risco de emergência deste ciclo se for acentuada a proximidade entre animais domésticos e raposas (Petavy et al., 2000; Thompson & MacManus, 2002; Raether & Hänel, 2004; Deplazes et al., 2011).

Os ovos de *E. multilocularis* são extremamente resistentes às condições adversas do meio externo (Hildreth et al., 1991). Não há descrição da presença de ovos no pêlo de felídeos (contrariamente ao descrito em cães), considerando-se que os gatos apresentam baixo risco de serem portadores de infecção (ESCCAP, 2010). No entanto, em França, Umhang et al., (2015), detetaram a presença de *E. multilocularis* em gatos domésticos com acesso ao exterior, recorrendo a técnica moleculares e de necrópsia, em 3,1 e 5% respetivamente. Petavy et al., (2000), identificaram 3,7% gatos infetados pela técnica de necrópsia.

3.1.3. Sinais clínicos

A infecção raramente se associa a sinais clínicos (ESCCAP, 2010). Quando existe expressão clínica, o sinal clínico mais frequente é a presença de prurido anal devido à libertação das proglotes. Nas infecções por *T. taeniaeformis* é possível existirem cólicas e diarreia e em infecções por *D. caninum* pode ser observado perda de peso, apesar de apetite aumentado, ou fezes moles a diarreicas (Boreham & Boreham, 1990; Bourdeau & Beugnet, 1993). Pode ocorrer obstrução intestinal devido à presença maciça de parasitas no lúmen intestinal, assim como estarem presentes sinais neurológicos, principalmente em infecções graves (Boreham & Boreham, 1990; Bowman et al., 2002).

3.1.4. Diagnóstico

O diagnóstico de infecções por *T. taeniaeformis* e *D. caninum* é realizado através da visualização macroscópica de proglotes gravídicos na pelagem do animal, nas zonas perianal e perineal, ou nas fezes (Boreham & Boreham, 1990; Urquhart et al., 1996; Bourdeau & Beugnet, 1993).

O diagnóstico laboratorial é geralmente negativo devido à excreção intermitente e baixa sensibilidade das técnicas coprológicas para deteção de ovos de céstodes (Boreham & Boreham, 1990; Bourdeau & Beugnet, 1993). Raramente surgem cápsulas ovíferas nas fezes, exceto se houver rotura de proglotes (Boreham & Boreham, 1990).

Os ovos de *T. taeniaeformis*, quando visualizados, apresentam as características clássicas da família Taeniidae, assumindo conformação oval e parede espessa, concentricamente estriada, medindo aproximadamente 30-45 µm e contendo um embrião hexacanto, munido de 6 ganchos (Bourdeau & Beugnet, 1993). Cada cápsula ovífera contém 20 a 30 ovos (Boreham & Boreham, 1990).

Não é possível diagnosticar infecção por *E. multilocularis* através de técnicas coprológicas, porque os ovos da família Taeniidae, ou seja, *Taenia* spp. e *Echinococcus* spp., são indistinguíveis morfologicamente entre si (Deplazes, 2015). A identificação de DNA parasitário a partir de amostras fecais com recurso a PCR é apenas realizada por laboratórios de referência, e a deteção de coproantígenos de *E. multilocularis* não está disponível a nível comercial (ESCCAP, 2010).

3.1.5. Tratamento e profilaxia

O tratamento pode ser realizado com eficácia recorrendo a anti-helmínticos de largo espectro de ação, como Praziquantel ou Epsiprantel (Bowman, 2014). A terapêutica anti-helmíntica em infecções por *D. caninum*, deve ser concomitante com a aplicação de medidas de controlo

sobre os HI, para evitar a perpetuação do ciclo: propõe-se a aplicação de ectoparasiticidas adequados no pêlo do gato ou a utilização de coleiras impregnadas com essa substância (Bowman et al., 2002). O tratamento deve abranger também outros gatos e cães que contatem com o animal infetado e o ambiente deve ser igualmente submetido a controlo (Trees, 2004). Apesar de ser recomendável a desparasitação regular de gatos que habitam zonas endémicas (Nelson & Couto, 2014), não se obteve até ao momento a prevenção eficaz de infeção por *E. multilocularis*, devido à existência de um grande reservatório silvestre (Urquhart et al., 1996). A substituição de ingestão de vísceras cruas por alimentos processados ou cozinhados e limitar hábitos predatórios, mantendo estes animais em casa, se possível, pode ser um contributo adicional para controlo da infeção (Bowman, 2014; Nelson & Couto, 2014).

4. Considerações sobre aspetos zoonóticos

Dos vários parasitas mencionados na revisão bibliográfica, na Tabela 3 podemos verificar as suas consequências de carácter zoonótico.

Tabela 3 – Aspetos zoonóticos dos agentes referidos na revisão bibliográfica.

Parasita	Risco Zoonótico	Transmissão/Prevenção	Doença Zoonótica
<i>Toxocara cati</i>	Mais comum em países desenvolvidos (Madeira de Carvalho et al., 2005b); Crianças mais frequentemente afetadas: ovos infetantes em jardins e parques de areia (Uga & Kataoka, 1995; Overgaauw et al., 2009).	Oral: Ingestão de ovos ou vermes adultos (crianças) (Eberhard & Alfano, 1998; Bowman, 2014); Possível ingestão de ovos existentes no pêlo de gatos (Overgaauw et al., 2009).	Síndrome da Larva Migrante Visceral Migração de larvas após ingestão e possível atingimento ocular ou sistema nervoso. Formação associada de granulomas (Ballweber, 2001; Robertson & Thompson, 2002). Vermes adultos são ocasionalmente descritos (Eberhard & Alfano, 1998).
Ancylostomatidae	Maior frequência em regiões tropicais: contato com <i>A. braziliense</i> ; Não identificados vermes adultos em humanos (Bowman et al., 2002).	Cutânea: L3 penetram na pele após contato com solo contaminado (Baños et al., 2001); Fraco poder de penetração na pele humana: <i>A. tubaeforme</i> (de Cameri & Castelino, 1964).	Síndrome da Larva Migrante Cutânea Dermatite linear eritematosa e pruriginosa (Kirby-Smith, Dove & White, 1926); Descritos casos por <i>U. stenocephala</i> (Bowman, 2014).
<i>Giardia</i> spp.	Gatos podem ser portadores de <i>assemblages</i> zoonóticas A e/ou B (ESCCAP, 2011); 2 casos de gatos infetados por <i>assemblage</i> A em Évora (Ferreira et al., 2011).	Sem evidência de transmissão (ESCCAP, 2011); Humanos: fonte de infeção para animais (Ryan & Cacciò, 2013).	Cerca de 7% da população humana é portadora de <i>Giardia</i> spp. (Bowman, 2014); Formas assintomáticas ou enterite (Bowman, Lynn, Eberhard & Alcaraz, 2006).
<i>Cryptosporidium</i> spp.	Baixo risco (Scorza & Tangtrongsup, 2010); <i>Cr. felis</i> afeta sobretudo imunodeprimidos (ESCCAP, 2011).	Implementação de medidas higio-sanitárias; Evitar contato entre imunodeprimidos e animais infetados (ESCCAP, 2011).	Oocistos de <i>Cr. felis</i> em amostras fecais de imunodeprimidos (Pieniazek et al., 1999); Infeção por <i>Cr. felis</i> em imunodeprimido: um caso descrito (Beser et al., 2015); Hiper-infeção possível em imunodeprimidos (por vezes fatal) (Ma & Soave, 1983).
<i>Tritrichomonas foetus</i>	Risco de transmissão zoonótica, principalmente em pessoas imunodeprimidas ou transplantados (Manning, 2010).	Devem ser implementadas medidas higio-sanitárias (imunodeprimidos) (Manning, 2010).	Caso de meningite fatal num portador do vírus HIV. Desconhece-se origem da infeção (Okamoto et al., 1998).
<i>Taenia taeniaeformis</i>	Baixo risco; Desenvolvimento fraco em humanos (Bowman et al., 2002).	Ingestão de ovos e/ou adultos.	Recuperados vermes adultos em intestino de humanos (Bowman et al., 2002).
<i>Echinococcus multilocularis</i>	Endémico em alguns países do norte e centro da Europa; Félídeos: irrelevantes na transmissão (ESCCAP, 2010).	Oral: Ingestão de ovos infetados; Utilização de luvas; cuidado rigoroso na manipulação de fezes potencialmente infetadas (Bowman, 2014).	Hidatidose alveolar humana Quistos e lesão do parênquima hepático (Bowman et al., 2002); Reação alérgica possível e eventual morte (se não for tratada) (Bowman, 2014).
<i>Dipylidium caninum</i>	Risco de infeção em crianças (Bowman et al., 2002); Desenvolvimento completo em humanos (Boreham & Boreham, 1990).	Infeção adquirida após ingestão acidental de pulgas infetadas com larva cisticercóide (Boreham & Boreham, 1990; Bowman et al., 2002).	-

Capítulo IV: Pesquisa de Parasitas Gastrointestinais e Pulmonares em Gatos de Gatis nos Distritos de Lisboa e Setúbal

1. Objetivos

Propôs-se, perante a raridade de estudos epidemiológicos portugueses incidindo sobre parasitoses em gatos domésticos e a progressiva popularidade dos mesmos:

- Avaliar a prevalência de parasitas gastrointestinais e pulmonares em gatos mantidos em gatis nos distritos de Lisboa e Setúbal;
- Detetar infeções por *Tritrichomonas foetus* numa sub-amostra de gatos de gatis do Barreiro, Moita e Lisboa (Monsanto);
- Caraterizar as lesões pulmonares por necrópsia de três gatos naturalmente infetados por *Aelurostrongylus abstrusus*.

2. Material e métodos

Entre Maio e Novembro de 2015, foi realizada uma pesquisa de parasitas gastrointestinais e pulmonares a partir de 260 amostras fecais, obtidas de gatos mantidos em gatis. As colheitas foram realizadas em gatis localizados em Lisboa (Monsanto), Amadora, Alverca, Azambuja, Cascais, Setúbal, Barreiro e Moita. O rastreio de *T. foetus* foi efetuado em 25 animais dos gatis de Lisboa (Monsanto), Barreiro e Moita.

A colheita das amostras foi realizada de acordo com a disponibilidade dos responsáveis pelos gatis e ocasionalmente solicitada pelos mesmos. Foi realizado maior número de colheitas nos gatis pertencentes ao distrito de Lisboa (n=169) por questões logísticas e maior disponibilidade dos responsáveis por esses gatis.

Em Novembro de 2015 foram realizadas três necrópsias no sector de Anatomia Patológica da FMV-ULisboa, a três cadáveres cedidos pelo gatil da Amadora. O diagnóstico laboratorial específico de *A. abstrusus* foi efetuado com recurso à técnica de Baermann, a partir de amostras fecais.

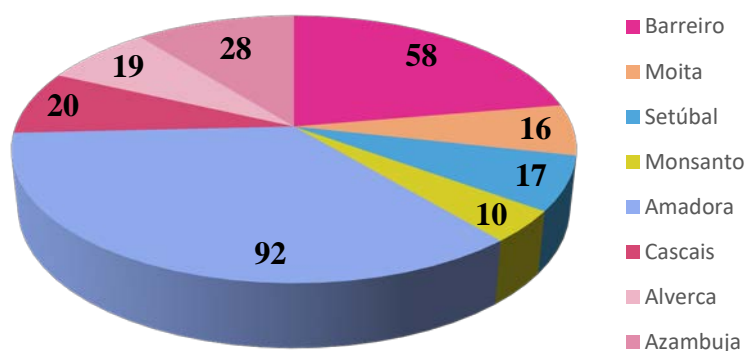
3. Caraterização das amostras

3.1. Caraterização da amostra e área geográfica em estudo

Foram analisadas 260 amostras fecais, das quais 169 eram provenientes de gatis do distrito de Lisboa e 91 eram oriundas do distrito de Setúbal. As colheitas foram realizadas no período compreendido entre Julho e Novembro de 2015. Foi realizada uma avaliação sumária às instalações dos gatis de Lisboa (Monsanto), Cascais, Alverca, Azambuja e Setúbal, e outras às

Associações do Barreiro e Moita e à Associação da Amadora. O número de recolhas foi condicionado pela existência de novos animais no gatil. A distribuição de amostras está representada no gráfico 1.

Gráfico 1 – Distribuição das amostras por gatil.



Nos meses de Maio a Julho de 2015 foi realizada pesquisa de *T. foetus* em 25 gatos distribuídos por 3 gatis: Barreiro (n=13), Moita (n=10) e Lisboa (Monsanto) (n=2).

O distrito de Lisboa compreende 18 municípios, tendo sido avaliados gatis pertencentes aos municípios de Lisboa, Cascais, Amadora, Vila Franca de Xira (Alverca) e Azambuja. O distrito de Setúbal é constituído por 13 municípios, tendo sido avaliados gatis pertencentes aos concelhos do Barreiro, Moita e Setúbal. De acordo com Censos 2011, o distrito de Lisboa apresenta 2042477 habitantes e o de Setúbal 779399 habitantes. Desconhece-se até à data o número de gatos existentes nos distritos estudados.

A área geográfica do presente estudo tem um clima de tipo mediterrânico (Baltazar, 2010). De acordo com o Instituto Português do Mar e da Atmosfera (IPMA) o ano de 2015 foi quente e a precipitação foi baixa; nos meses de Julho e Agosto as variações de temperatura em Lisboa foram: Temp.=18°-28,8°C e Setúbal: Temp.=15,2°-31,5°C com precipitação baixa; no mês de Setembro a variação de temperatura em Lisboa oscilou entre 16,3° e 26,4°C e em Setúbal 12,6° e 28,3°C igualmente com precipitação baixa; em Outubro foram atingidas temperaturas mais altas do que o habitual: Lisboa registou temperaturas variando entre 15,5°-22,2°C e Setúbal 13,4°-23,9°C com precipitação elevada; o mês de Novembro foi quente: Lisboa teve uma temperatura oscilando entre 12,4° e 19,5°C e Setúbal entre 8,7° e 21,3°C com valores de precipitação baixos.

3.2. Caraterização dos gatis e população em estudo

Os gatis incluídos no estudo pertencem a entidades sem fins lucrativos, incluindo o gatil de Lisboa (Monsanto), ex-gatil municipal e correspondendo atualmente a um centro de recolha oficial de animais errantes na cidade, sendo financiado pela Câmara Municipal de Lisboa. A maior parte acolhe gatos abandonados ou desprotegidos, pelo que os antecedentes dos animais são frequentemente desconhecidos. Alguns destes gatis recebem gatos incluídos no programa Captura, Esterilização e Devolução (CED).

Os animais incluídos na pesquisa de *Tritrichomonas foetus* apresentavam fezes moles ou diarreicas no momento da colheita e/ou nos meses anteriores à sua realização. Foram excluídos deste estudo os animais com idade inferior a 4 meses (Hosein et al., 2013), e/ou submetidos a antibioterapia no momento da colheita ou nos 14 dias anteriores (Kingsbury et al., 2010).

Os felídeos submetidos a necrópsia pertenciam a raça indeterminada e tinham idades compreendidas entre 4 e 8 meses. Apresentavam anorexia, letargia, pirexia, corrimento nasal purulento, dispneia, taquipneia e diarreia. Foram resgatados da rua por voluntários do gatil da Amadora que procederam à sua desparasitação utilizando uma associação de praziquantel e milbemicina oxima. Apesar da terapêutica instituída, o quadro clínico foi-se deteriorando, tendo os animais sido submetidos a eutanásia e os cadáveres doados para necrópsia na FMV-ULisboa.

3.2.1. Gatis estudados no distrito de Lisboa

3.2.1.1. Gatil da Amadora

Espaço localizado a 5 km da cidade, dedicado exclusivamente ao acolhimento de gatos abandonados e assilvestrados sob programa CED. Constatou-se elevado número de animais (50) relativamente ao espaço e a maioria eram jovens (Fig. 13). Não havia acesso a possíveis HI e HP.

Figura 13 – Gatil da Amadora (Originais).



O gatil consistia em quatro divisões sem demarcação rígida, cozinha e enfermaria/zona de quarentena com pavimento constituído por azulejos. A exposição solar e a ventilação eram reduzidas observando-se humidade nas paredes. A lavagem do pavimento era diária e efetuada com lixívia. As camas e comedouros eram lavados de 2 em 2 semanas, no mínimo. As caixas de areia dispersas pelo gatil, eram submetidas a limpeza diária.

Semanalmente eram acolhidos animais que permaneciam no mínimo 3 semanas sob quarentena, sendo desparasitados nessa altura, com suspensão do contato com o exterior. Na data da realização das colheitas alguns gatos apresentavam sinais respiratórios, gastrointestinais, ortopédicos ou cutâneos. Constatou-se a existência de elevado número de amostras diarreicas e um dos gatos apresentava incontinência fecal, não estando isolado. Tinha sido efetuada desparasitação à quase totalidade dos animais no mês anterior, de acordo com o plano de desparasitação trimestral.

3.2.1.2. Gatil de Azambuja

Espaço rural e a descoberto que alojava cães e gatos abandonados, em que o gatil apresentava elevada densidade, albergando muitos animais jovens partilhando o espaço com animais adultos. O piso era térreo, apresentava caixas de areia dispersas e era delimitado por estrutura em arame mas não se excluindo o possível acesso a HI e HP. Era visível uma arrecadação de abrigo com camas e também caixas de areia. Foram observadas várias amostras fecais de consistência diarreica, dispersas pelo parque térreo. Os gatos infetados pelos vírus FIV e FeLV estavam isolados em espaço separado. Quando as colheitas foram realizadas, a associação albergava cerca de 40 gatos. Não se realizava a desparasitação de forma sistemática, tendo sido submetidos a desparasitação apenas cerca de 20 animais de forma aleatória, nos 2 meses anteriores.

3.2.1.3. Gatil de Cascais

O gatil localizava-se no centro da cidade de Cascais. Era constituído por poucos animais jovens e não havia acesso a possíveis HI e HP.

Consistia num amplo espaço com zonas de descanso, recreio, alimentação e caixas de areia (Fig. 14) dispendo de uma enfermaria/zona de quarentena separada do parque livre. Era arejado, tinha boa exposição solar e pavimento constituído por azulejos. A desinfecção era realizada diariamente. Existiam cerca de 20 gatos na data das colheitas. Aparentemente estavam saudáveis e não tinham acesso ao exterior. A desparasitação era realizada com periodicidade semestral e no momento do resgate. Quando eram acolhidos ficavam sob quarentena 2 semanas, no mínimo.

Figura 14 - Gatil de Cascais (Fotografias gentilmente cedidas por Anne Ornelas).

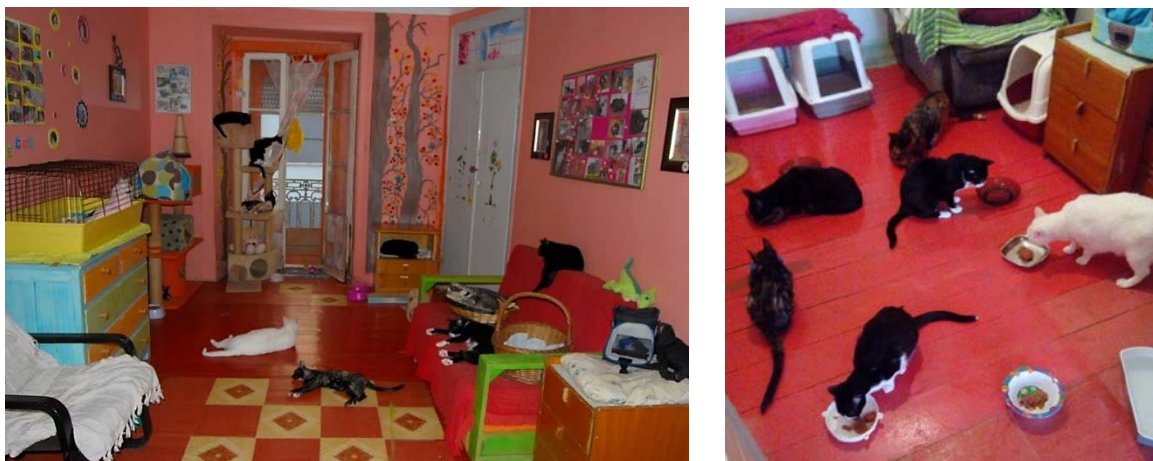


3.2.1.4. Gatil de Alverca

O gatil está localizado no centro da cidade e consistiu no aproveitamento de uma pequena casa originando três espaços distintos: um espaço situado no rés-do-chão, destinado a isolamento de novos animais, doentes ou em recobro cirúrgico, mantidos individualmente em ‘boxes’; um espaço localizado no piso superior, constituído por duas divisões distintas separadas por porta; uma divisão era destinada a gatos adultos e outra para maternidade. O gatil era arejado, tinha luz solar, pavimento constituído por mosaico (Fig. 15) e era efetuada desinfecção diária. Os animais não tinham acesso ao exterior.

No momento de admissão apenas alguns animais são submetidos a desparasitação, mas todos permanecem sob quarentena. Na data das colheitas permaneciam no gatil cerca de 25 gatos. Foram visualizadas fezes diarreicas na zona correspondente à maternidade.

Figura 15 - Gatil de Alverca (Fotografias gentilmente cedidas por Marília Duarte).



3.2.1.5. Gatil de Lisboa (Monsanto)

A localização do gatil é no Parque Florestal de Monsanto pelo que estava rodeado por arbustos e vegetação (Fig. 16), com evidente acesso a HI e HP. Os animais eram maioritariamente adultos e não tinham restrições de movimento. A maior parte das amostras fecais foram recolhidas do gatil que abriga gatos de colónia, a partir de piso térreo. Estes animais não foram submetidos a qualquer protocolo de desparasitação.

Figura 16 – Gatil de Monsanto. A: Gatil e zona envolvente; B: Gato no espaço exterior ao gatil; C e D: Gatil (Originais).



3.2.2. Gatis estudados no distrito de Setúbal

3.2.2.1. Gatil do Barreiro

Espaço constituído por dois gatis: um localizado numa zona correspondendo a antigo galinheiro, atualmente arejado, bem iluminado possuindo pavimento cimentado e limitado por uma cerca que não constituía um isolamento eficaz, pelo que não se exclui a possibilidade de acesso HI e HP (Figs. 17A-B). Alojava cerca de 90 gatos adultos. O segundo gatil localizava-se numa casa com cave em que as caixas de areia estavam dispersas mas submetidas a limpeza diária (Figs. 17C-D). Albergava 15 gatos, incluindo gatos doentes, bebés, jovens e séniores. Alguns gatos manifestavam sinais respiratórios (dispneia) e um, com cerca de 6 meses, apresentava incontinência urinária e fecal, defecando ocasionalmente em fonte de água.

A desparasitação era realizada com periodicidade semestral e aos novos elementos. A externa era efetuada regularmente com produtos de medicina holística (*BIO-DRY*, Terra Ancestral). Em nenhum dos gatis havia contato com o exterior.

Figura 17 - Gatil do Barreiro. A e B: Gatil principal; C e D: Segundo gatil (Originais).



3.2.2.2. Gatil da Moita

Este gatil está situado num terreno isolado em Alhos Vedros. Acolhe cães e gatos abandonados. Os canis localizam-se ao redor do gatil. A maior parte dos gatos jovens estava isolado dos adultos. O espaço destinado a gatos estava dividido em três gatis, cobertos e separados por estruturas metálicas, mas pareceu possível o acesso de HI e HP. O pavimento dos gatis era cimentado e a luz solar incidia sobre os mesmos (Fig. 18). Esta associação dispunha de enfermaria/zona de quarentena com isolamento de gatos em ‘boxes’ e estava localizada em zona de arrecadação separada dos gatis. Os gatis são limpos diariamente com detergente e lixívia. A desparasitação dos gatos era semestral e na altura de novos acolhimentos, altura em que são submetidos a 15 dias de isolamento.

Na altura da visita existiam cerca de 20 a 25 gatos em cada gatil, sem acesso ao exterior. Alguns animais apresentavam sinais de doença tendo sido observadas amostras de fezes diarreicas. A desparasitação tinha sido realizada há cerca de um mês em alguns gatos.

Figura 18 - Gatil da Moita (Originais).



3.2.2.3. Gatil de Setúbal

Localizava-se na periferia de Setúbal, num espaço correspondente a uma antiga vacaria, atualmente fechado e dedicado ao acolhimento de cães e gatos abandonados. Os 35 gatos todos adultos estavam alojados num espaço arejado, com razoável exposição solar, cimentado e isolado por estrutura aramada, não havendo contacto com o exterior. A zona de descanso era partilhada com a zona de alimentação e existiam caixas de areia dispersas. Foram identificadas pequenas áreas de humidade nas paredes (Fig. 19). A limpeza do gatil era realizada diariamente com lixívia.

Constatou-se que a desparasitação não era realizada há mais de um ano.

Os novos gatos acolhidos são submetidos a um mês de isolamento em ‘boxes’, no espaço partilhado com gatos residentes.

Figura 19 - Gatil de Setúbal (Fotografias gentilmente cedidas pela Associação Sobreviver).



3.3. Colheita, transporte e acondicionamento das amostras

As amostras foram obtidas diretamente das caixas de areia, do solo ou chão e de sacos devidamente identificados pelos proprietários dos gatis, quando solicitada análise de fezes de um determinado animal. A maior parte das amostras foram colhidas de forma aleatória, (possível a existência de amostras múltiplas provenientes de um mesmo animal), exceto em situações pontuais em que os responsáveis dos gatis solicitaram a análise parasitológica das fezes de animais isolados ou mantidos em boxes.

As amostras fecais foram acondicionadas em sacos de plástico individuais, devidamente identificados e foram transportadas numa caixa isotérmica refrigerada para o Laboratório de Parasitárias da FMV-ULisboa, tendo sido conservadas no frigorífico à temperatura de 4°C. Por razões logísticas as amostras nem sempre foram processadas no dia da recolha (tempo máximo: 9 dias). No que concerne às necrópsias, os cadáveres foram transportados para a FMV-ULisboa numa caixa isotérmica refrigerada, tendo sido posteriormente congelados. Dois dias antes do procedimento, os cadáveres foram removidos do congelador para descongelar lentamente. Para pesquisa de *T. foetus* recorreu-se à utilização de 25 meios de cultura *InPouch™ TF-Feline*, BioMed Diagnostics, da empresa “MEGACOR Diagnostik GmbH” concebidos para deteção de *T. foetus* em amostras fecais de felídeos. Foram gentilmente cedidos pela Dra. Vera Leiria, representante da empresa “HiFarmaX”, a distribuidora em Portugal, vinte kits e os restantes 5 foram disponibilizados pela Purina. Os kits foram armazenados à temperatura ambiente, sem exposição direta à luz solar.

O material fecal foi colhido a partir de zaragatoas estéreis e descartáveis (uma por animal), utilizando-se luvas descartáveis (um par por procedimento). Não foram utilizados lubrificantes antes ou durante a colheita para evitar potencial interferência com a viabilidade das formas de *T. foetus*.

4. Métodos de Diagnóstico

4.1. Pesquisa de parasitas gastrointestinais e pulmonares

As técnicas coprológicas utilizadas em parasitologia felina são geralmente de caráter qualitativo, exceto em infecções ocasionais por coccídias em que há determinação da carga parasitária (Rinaldi, Cringoli, Pepe, Beugnet, Ballweber, 2015).

No estudo em descrição, as amostras fecais recolhidas foram submetidas a métodos coprológicos qualitativos: flutuação de Willis, sedimentação natural e esfregaço fecal para identificação de parasitas gastrointestinais, e técnica de Baermann para detecção de larvas L1 de nemátodes pulmonares.

4.1.1. Flutuação de Willis e Sedimentação Natural

Estas técnicas possibilitam a observação de ovos de céstodes, nemátodes e por vezes de larvas pulmonares. Os oocistos de protozoários podem igualmente ser visualizados pela Flutuação de Willis. Este método baseia-se na diferença de densidade existente entre ovos de parasitas e solução saturada. Os ovos de nemátodes e céstodes flutuam em soluções com densidade compreendida entre 1,10 e 1,20 (solução saturada de sacarose) (Urquhart et al., 1996). O método da sedimentação natural apresenta maior especificidade (ovos de tremátodes e alguns de céstodes), embora com baixa sensibilidade (Bowman, 2014).

Para identificação de formas parasitárias procedeu-se à homogeneização das amostras fecais e retirou-se uma pequena quantidade que se mistura com uma solução saturada de sacarose, em copo de plástico. Seguidamente é realizada diluição e homogeneização da suspensão, sendo o conteúdo do copo transferido para um tubo de ensaio, com o auxílio de um passador de rede metálico. Forma-se um pequeno menisco convexo no topo do tubo no qual se coloca uma lamela sobre a sua superfície (Fig. 20). Aguarda-se cerca de quinze minutos para assegurar a flutuação dos ovos. Por fim, retira-se a lamela, coloca-se sobre uma lâmina e observa-se ao microscópio ótico nas ampliações de 40×, 100×, 200× e 400× (Urquhart et al., 1996; Bowman, 2014).

A suspensão utilizada para a técnica da flutuação é aproveitada para a realização da técnica de sedimentação natural. Após decantação do sobrenadante, aspira-se, recorrendo a uma pipeta de Pasteur, uma pequena quantidade de sedimento. Adiciona-se uma gota do corante Azul de Metileno (Urquhart et al., 1996). Os detritos coram de azul, contrastando com os ovos de parasitas, que mantêm a sua cor acastanhada ou dourada devido à impermeabilidade da sua parede ao corante. Observa-se ao microscópio na ampliação de 40× e 100×.

Figura 20 - Flutuação de Willis (Original).



4.1.2. Esfregaço Fecal

Os esfregaços fecais possibilitam a detecção de quistos de *Giardia* spp. e oocistos de *Cryptosporidium* spp (ESCCAP, 2011). Estes esfregaços são realizados recorrendo à coloração de Ziehl-Neelsen modificada (Casemore, Armstrong & Sands, 1985)

A técnica inicia-se com a homogeneização das amostras e em seguida, espalha-se uma pequena quantidade de amostra, recorrendo a uma vareta de vidro, numa lâmina, previamente limpa e devidamente identificada. Obtem-se uma camada fina e quase translúcida. A coloração é realizada no dia seguinte com a lâmina bem seca: emerge-se em solução de metanol durante um minuto para fixação das lâminas e seguidamente aplica-se o corante fucsina. Dez minutos depois, procede-se à lavagem das lâminas com água corrente e aplica-se álcool clorídrico a 1% para remoção de excesso de fucsina. Lava-se uma vez mais com água corrente, sendo então aplicado o corante verde malaquite a 0,4%. Ao fim de 90 segundos, lava-se novamente a lâmina. Após este passo, a lâmina deve secar num suporte adequado, durante 24h, para poder ser então observada ao microscópio ótico com óleo de imersão na objectiva de 100×, ampliação de 1000× (Casemore et al., 1985).

4.1.3. Técnica de Baermann

A técnica de Baermann é considerada a técnica de eleição para o diagnóstico de *Aelurostrongylus abstrusus* em gatos. Este método baseia-se na presença de higrotropismo e termotropismo, caraterístico das larvas L1 de *A. abstrusus*, que migram a partir da amostra fecal, para o fundo de um copo onde se sedimentam (Traversa et al., 2010).

Após homogeneização das amostras fecais retira-se cerca de 10 a 15g que se coloca no centro de uma gaze ou compressa formando uma bolsa. Coloca-se num copo, preferencialmente alto e cónico, previamente cheio com água tépida para estimulação da motilidade larvar. A amostra fecal deve ficar totalmente submersa e suspensa em água (Fig. 21), no topo do copo

com o recurso a um clip, que permite a fixação da bolsa e sedimentar durante 24h à temperatura ambiente. Após esse período, a bolsa é removida, o conteúdo do copo sedimenta durante quinze minutos, após o qual é realizada a decantação. Repousa quinze minutos, e no final transferem-se algumas gotas do sedimento para uma lâmina recorrendo a uma pipeta de Pasteur (Alho, Nabais & Madeira de Carvalho, 2013). Após a lâmina ser coberta por lamela, observa-se ao microscópio na ampliação de 40×, 100× ou 400× para melhor visualização das larvas.

Figura 21 - Copos cónicos com amostras fecais submersas em água durante o período da sedimentação da Técnica de baermann (Original).



4.1.4. Pesquisa de *T. foetus* pelo método *InPouch*TM TF-Feline

O meio de cultura *InPouch*TM TF-Feline possibilita a observação de trofozoítos móveis de *Tritrichomonas foetus* após inoculação de um único espécime e incubação em estufa. Apresenta sensibilidade de 55-58,8% (Gookin & Dybas, 2009; Yao & Köster, 2015). Consiste num sistema fechado, plastificado e estéril, contendo uma solução líquida no seu interior que possibilita o transporte, crescimento e observação microscópica do parasita (Fig. 22). É constituído por dois compartimentos em forma de V, unidos por um estreitamento, assegurando um ambiente anaeróbio. O compartimento superior permite a observação microscópica imediata de amostras fecais recentes e o compartimento inferior, possibilita a visualização do parasita após incubação. O meio líquido contém nutrientes necessários ao crescimento de *T. foetus*, substâncias bactericidas e substâncias inibidoras do crescimento de leveduras e bolores.

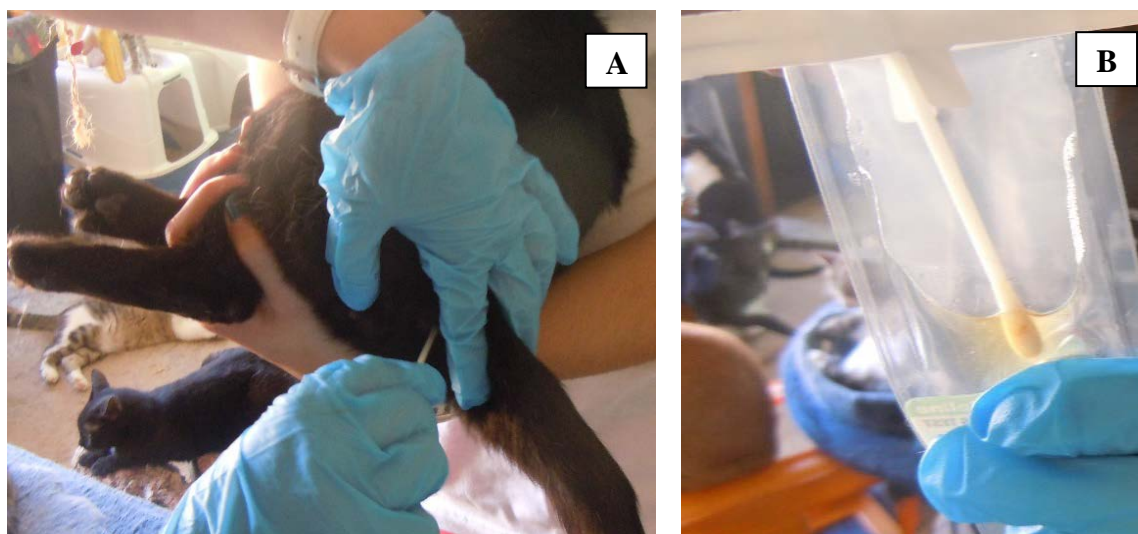
Figura 22 - Meio de cultura *InPouch™ TF-Feline* (Fonte: Bio-Med Diagnostics).



Antes da inoculação, foi assegurada a remoção do ar existente na câmara superior do kit e posterior preenchimento com pequeno volume de líquido (1ml) a partir da expressão manual da câmara inferior.

A amostra fecal foi recolhida ao nível da ampola e mucosa rectal, em quantidade equivalente a um grão de arroz, seguida de inoculação imediata no compartimento superior do meio de cultura (Fig.23).

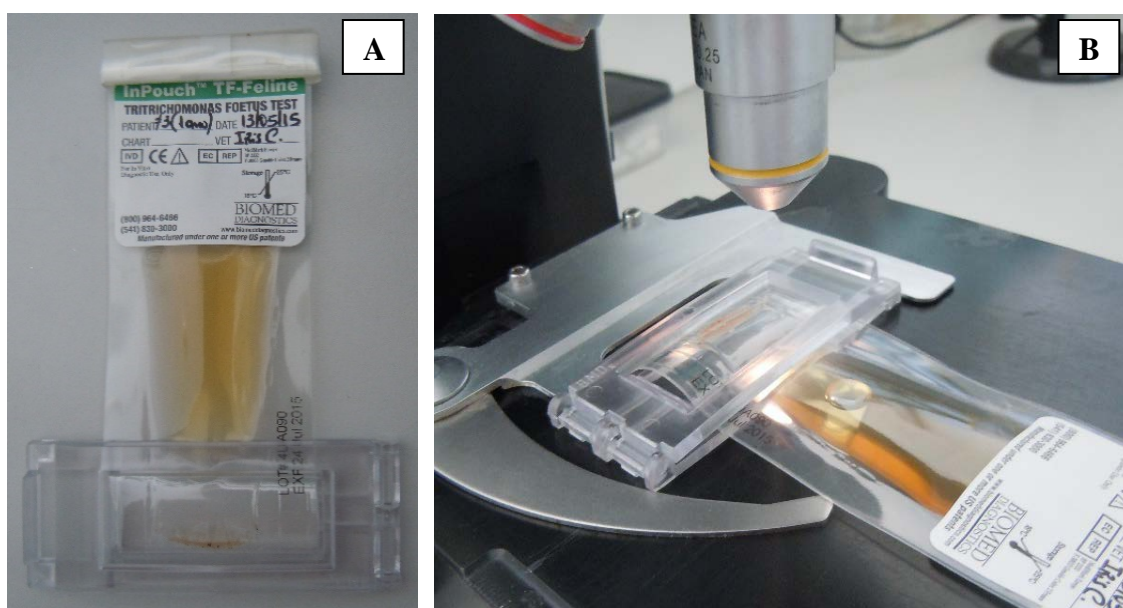
Figura 23 - A: Colheita rectal; B: Inoculação de material fecal no meio de cultura (Originais).



Os meios de cultura foram posicionados de forma vertical, numa caixa metálica, à temperatura ambiente, até chegada ao Laboratório de Doenças Parasitárias da FMV-ULisboa, onde foram cultivados em estufa, a 37° C durante 14 dias.

Os 25 meios de cultura utilizados foram observados ao microscópio ótico diariamente, durante catorze dias, de acordo com as informações do fabricante (Bio-Med Diagnostics, MEGACOR Diagnostik GmbH). A observação, focada preferencialmente na extremidade inferior, foi efetuada na ampliação de 100× e com recurso a um clip incluído no kit (Fig. 24). Em situações suspeitas de infeção a observação foi efetuada com ampliação de 400×.

Figura 24 - A: Meio de Cultura *InPouch*TM TF-Feline; B: Meio de Cultura *InPouch*TM TF-Feline no microscópio ótico (Originais).



4.1.5. Necrópsias

As necrópsias incluídas no estudo em descrição foram realizadas com o apoio do Prof. Jorge Correia, do Sector de Anatomia Patológica e executadas de acordo com as normas em uso na Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa, que se baseiam na técnica apresentada por Faustino e Dias-Pereira (2016) in Peleteiro et al. (2016).

Foram realizados cortes histológicos de pulmão para exame histopatológico, esfregaços por aposição do pulmão e técnica de Baermann para fragmentos pulmonares. Para esta técnica recolheu-se igualmente material fecal colhido diretamente do intestino grosso.

4.2. Análise Estatística

Os dados obtidos foram armazenados no programa Microsoft Excel 2016. A análise estatística dos resultados foi realizada recorrendo à plataforma “Epi Tools”

(<http://epitools.ausvet.com.au/>), para determinação das prevalências e respectivos intervalos de confiança.

5. Resultados

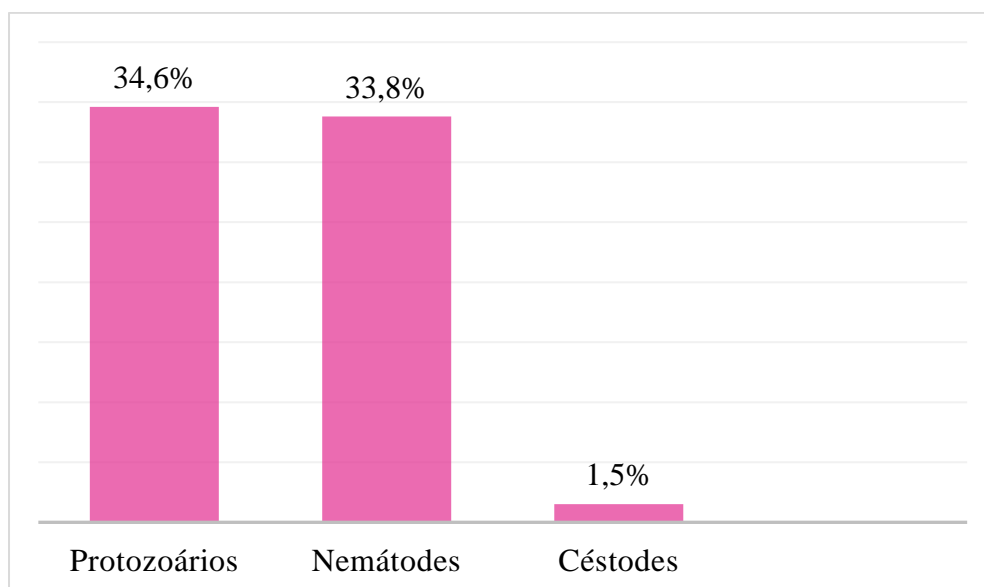
5.1. Pesquisa de parasitas gastrointestinais e pulmonares a partir de amostras fecais

5.1.1. Resultados globais

De um total de 260 amostras fecais analisadas, foram identificadas 113 amostras infetadas por parasitas, resultando no valor de prevalência global de 43,5% [IC 95%: 37,4% - 49,6%]. Detetaram-se parasitas gastrointestinais em 99 amostras (38%) e parasitas pulmonares em 14 (5,4%).

Os grupos parasitários detetados com maior frequência foram os dos Protozoários e Nemátodes. Foram identificados respetivamente em 34,6% e 33,8% das amostras e os parasitas da classe dos Céstodes, em 1,5% (4/260) (Gráfico 2). Das 113 amostras infetadas, 90 estavam infetadas por protozoários, 79,6% (90/113) e 88 por nemátodes, ou seja 77,9% (88/113) dos animais infetados. Em 4 amostras positivas detetaram-se céstodes, com uma percentagem de positivos de 3,5% (4/113).

Gráfico 2 – Percentagem de classes infetadas por parasitas gastrointestinais e pulmonares.



Identificaram-se dois ou mais agentes parasitários em 47 amostras, obtendo-se uma prevalência de co-infecções de 18,1% [IC 95%: 13,7% - 23,2%]. Em 18 amostras observaram-se associações entre *Cystoisospora* spp. e *Toxocara cati*, e em 7 amostras identificaram-se

Cystoisospora felis e *Cystoisospora rivolta*. A associação ancilostomídeos e *Cystoisospora* spp. foi identificada em 3 casos. Outras associações foram verificadas em 2 amostras: *Aelurostrongylus abstrusus* e *Cystoisospora* spp., *Aelurostrongylus abstrusus* e *Toxocara cati*, ancilostomídeos e Taeniidae, *Cryptosporidium* spp. e *Cystoisospora* spp. Na tabela 4 é possível observar a caracterização destas e outras co-infecções detetadas.

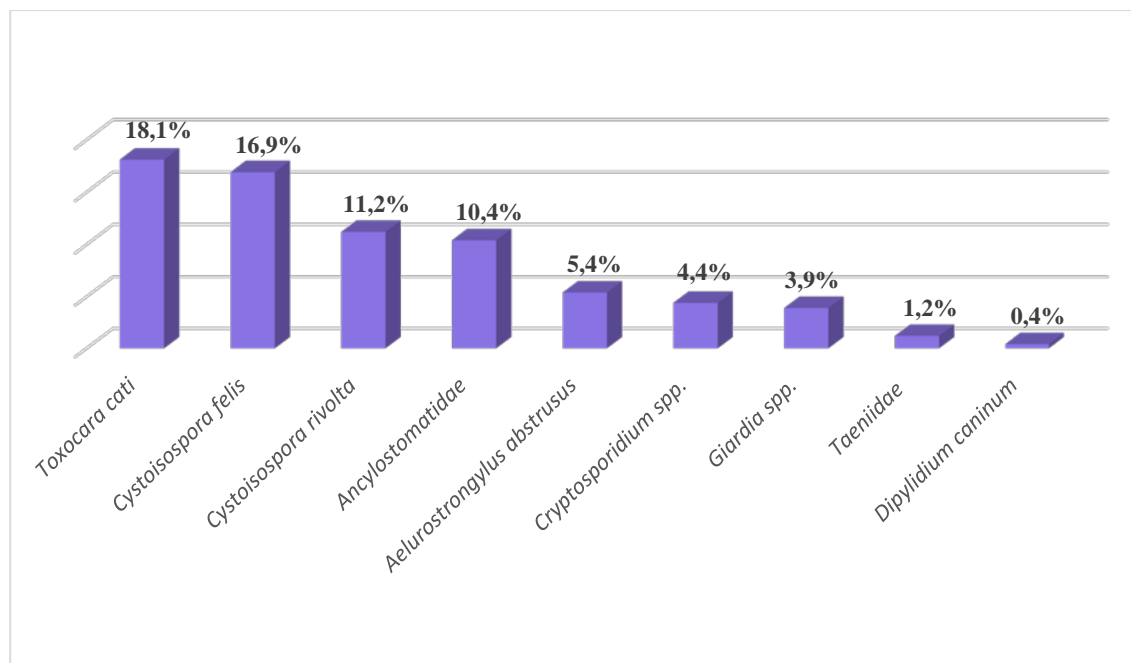
Tabela 4 - Co-infecções observadas nos gatis analisados.

Co-infecções	Nº de amostras identificadas
<i>Cystoisospora</i> spp. + <i>T. cati</i>	18
<i>C. felis</i> + <i>C. rivolta</i>	7
Ancylostomatidae + <i>Cystoisospora</i> spp.	3
<i>A. abstrusus</i> + <i>Cystoisospora</i> spp.	2
<i>A. abstrusus</i> + <i>T. cati</i>	2
Ancylostomatidae + Taeniidae	2
<i>Cryptosporidium</i> spp. + <i>Cystoisospora</i> spp.	2
<i>A. abstrusus</i> + Ancylostomatidae	1
Ancylostomatidae + <i>T. cati</i>	1
Ancylostomatidae + <i>Giardia</i> spp.	1
<i>Cryptosporidium</i> spp. + <i>T. cati</i>	1
Ancylostomatidae + <i>Cystoisospora</i> spp. + <i>Giardia</i> spp.	1
<i>A. abstrusus</i> + Ancylostomatidae + <i>Cystoisospora</i> spp.	1
<i>Cystoisospora</i> spp. + <i>Giardia</i> spp. + <i>T. cati</i>	1
Ancylostomatidae + <i>Cystoisospora</i> spp. + <i>T. cati</i>	1
Ancylostomatidae + <i>Cryptosporidium</i> spp. + <i>T. cati</i>	1
<i>A. abstrusus</i> + Ancylostomatidae + <i>T. cati</i>	1
<i>Cryptosporidium</i> spp. + <i>Cystoisospora</i> spp. + <i>T. cati</i>	1
<i>A. abstrusus</i> + Ancylostomatidae + <i>T. cati</i> + Taeniidae	1

Toxocara cati foi o parasita mais prevalente. Foi identificado em 47 amostras, de um total de 260 amostras fecais, correspondendo a uma prevalência de 18,1%. As espécies *Cystoisospora felis* e *Cystoisospora rivolta* registaram prevalências de 16,9 (44/260) e 11,2% (29/260), respetivamente, seguidas dos ancilostomatídeos com 10,4% (27/260), *Aelurostrongylus abstrusus* 5,4% (14/259), *Cryptosporidium* spp. 4,4% (9/204), *Giardia* spp. 3,9% (8/204),

família Taeniidae com 1,2% (3/260) e a espécie *Dipylidium caninum* com 0,4% (1/260) (Gráfico 3).

Gráfico 3 - Prevalência de infeções parasitárias nos gatis analisados.



5.1.2. Resultados globais a nível distrital

O distrito de Lisboa registou a maior prevalência de amostras infetadas por parasitas gastrointestinais e pulmonares, 55% (93/169) [IC 95%: 47,3% - 62,5%]. A classe predominante foi a dos protozoários, correspondendo a uma prevalência de 49,7% (84/169), seguida pelos nemátodes 45,6% (77/169) e céstodes 1,8% (3/169). Foram observadas infeções mistas em 45 amostras, 26,6% [IC 95%: 20,3% - 33,9%]. *Toxocara cati* foi identificado em 47 amostras fecais, correspondendo à maior prevalência, 27,8% [IC 95%: 21,5% - 35,1%], seguido de *Cystoisospora felis* identificado em 24,3% (41/169) [IC 95%: 18,2% - 31,3%], *Cystoisospora rivolta* 16,6% (28/169) [IC 95%: 11,3% - 22,9%], Ancylostomatidae 11,8% (20/169) [IC 95%: 7,5% - 17,6%], *Aelurostrongylus abstrusus* 6% (10/168) [IC 95%: 3,1% - 10,5%], *Cryptosporidium* spp. 5,3% (8/150) [IC 95%: 2,4% - 10,1%], *Giardia* spp. 4,7% (7/150) [IC 95%: 2,1% - 9,1%], e Taeniidae 1,8% (3/169) [IC 95%: 0,5% - 5,1%].

No distrito de Setúbal constatou-se uma prevalência de infeção de 22% (20/91) [IC 95%: 14,3% - 31,7%]. O grupo predominante foi o dos Nemátodes, correspondendo a uma prevalência de 12,1% (11/91), seguida da dos protozoários, 6,6% (6/91) e céstodes, 1,1% (1/91). Foram observadas co-infeções em 2,2% amostras [IC 95%: 4% - 7,3%]. Os ancilostomatídeos foram os parasitas mais comuns, identificados em 7,7% amostras [IC 95%:

3,5% - 15%], seguidos de *Aelurostrongylus abstrusus* 4,4% (4/91) [IC 95%: 1,5% - 10,6%], *Cystoisospora felis* 3,3% (3/91) [IC 95%: 0,9% - 9%] e de igual prevalência *Giardia* spp. e *Cryptosporidium* spp. 1,9% (1/54) [IC 95%: 0,1% - 9,5%], e *Cystoisospora rivolta* e *Dipylidium caninum*, 1,1% (1/91) [IC 95%: 0% - 5,7%].

Tabela 5 – Comparação entre as prevalências obtidas nos dois distritos estudados.

Parasita	Lisboa	Setúbal
<i>Toxocara cati</i>	27,8% (47/169)	0
<i>Cystoisospora felis</i>	24,3% (41/169)	3,3% (3/91)
<i>Cystoisospora rivolta</i>	16,6% (28/169)	1,1% (1/91)
Ancylostomatidae	11,8% (20/169)	7,7% (7/91)
<i>A. abstrusus</i>	6% (10/168)	4,4% (4/91)
<i>Cryptosporidium</i> spp.	5,3% (8/150)	1,9% (1/54)
<i>Giardia</i> spp.	4,7% (7/150)	1,9% (1/54)
Taeniidae	1,8% (3/169)	0
<i>Dipylidium caninum</i>	0	1,1% (1/91)
Co-infecções	26,6% (45/169)	2,2% (2/91)

5.1.2.1. Resultados observados no distrito de Lisboa

O gatil de Monsanto registou a maior prevalência de amostras infetadas: foram identificadas 7, num total de 10 amostras (70%). Os gatis localizados na Azambuja e Amadora registaram prevalências igualmente elevadas 67,9% e 66,3%, respetivamente; no gatil de Alverca constatou-se uma prevalência de 52,6%. Não foram detetadas formas parasitárias no gatil de Cascais.

Tabela 6 – Prevalências detetadas nos gatis estudados no distrito de Lisboa.

	Monsanto	Azambuja	Amadora	Alverca	Cascais
Infeções parasitárias	70% (7/10)	67,9% (19/28)	66,3% (61/92)	52,6% (10/19)	0
Co-infecções	50% (5/10)	42,9% (12/28)	28,3% (26/92)	10,5% (2/19)	0

5.1.2.2. Resultados observados no distrito de Setúbal

O gatil do Barreiro obteve a maior prevalência de infeções parasitárias, 20,1%, tendo sido identificadas 12 amostras positivas de um total de 58. O gatil localizado na Moita registou uma prevalência de 12,5%, (2/16), seguido do gatil de Setúbal, 11,8% (2/17).

Tabela 7 - Prevalências detetadas nos gatis estudados no distrito de Setúbal.

	Barreiro	Moita	Setúbal
Infeções parasitárias	20,1% (12/58)	12,5% (2/16)	11,8% (2/17)
Co-infeções	1,7% (1/58)	0	5,9% (1/17)

5.1.2. Resultados por parasita

5.1.2.1. *Toxocara cati*

Toxocara cati foi identificado em 47 amostras, de um total de 260 amostras analisadas, correspondendo a um valor de prevalência de 18,1% [IC 95%: 13,7% - 23,2%]. O gatil de Monsanto obteve a maior prevalência, tendo sido detetadas 50% amostras infetadas, seguido do gatil da Azambuja com 36% amostras positivas e pelo gatil da Amadora em que se constatou uma prevalência de 35%. Não foram detetadas amostras parasitadas por *T. cati* nos gatis de Alverca, Cascais, Barreiro, Moita e Setúbal (Gráfico 4).

No total, este parasita foi detetado em três dos oito gatis observados, ou seja, 37,5%.

Gráfico 4 - Prevalência de *Toxocara cati* nos gatis estudados.

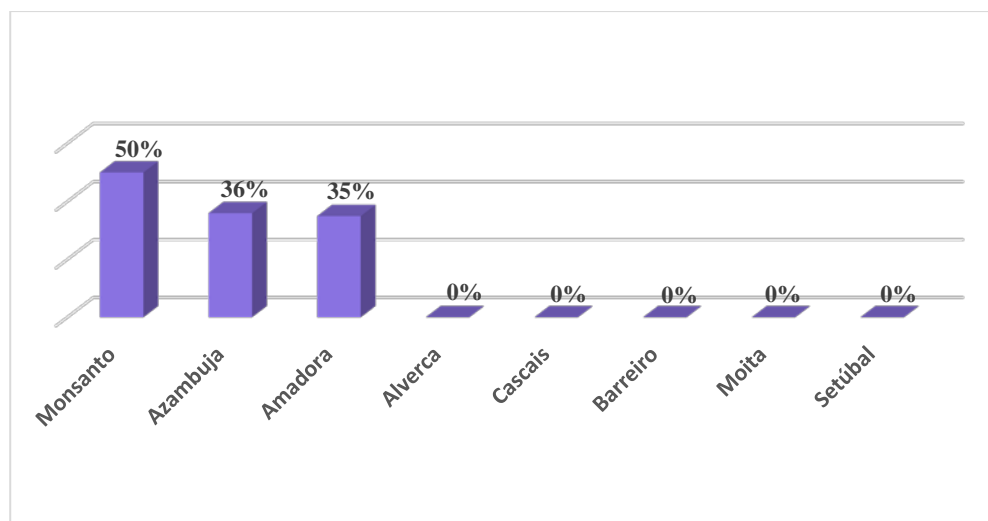
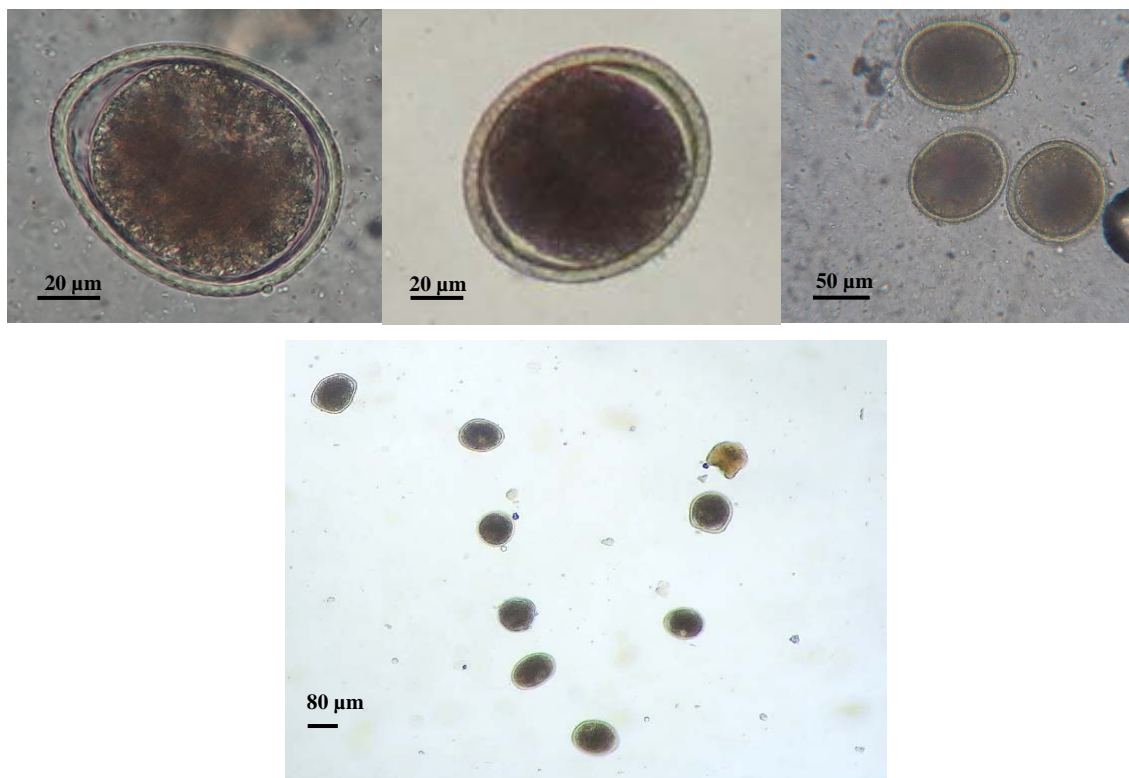


Figura 25 - Ovos de *Toxocara cati* (Originais).



5.1.2.2. *Cystoisospora* spp.

As espécies *Cystoisospora felis* e *Cystoisospora rivolta* foram identificadas em 44 e 29 amostras fecais, respetivamente, perfazendo um total de 73 amostras positivas (28,1% ([IC 95%: 22,8% - 33,8%])) para *Cystoisospora* spp. : 16,9% *C. felis* ([IC 95%: 12,7% - 22%]) e 11,2% *C. rivolta* [IC 95%: 7,7% - 15,5%]). O gatil de Monsanto registou a maior prevalência 50%, seguido dos gatis de Azambuja 43%, Amadora 33%, Alverca 16%, Moita e Setúbal 6% e Barreiro 2%. Não foram detetadas formas parasitárias de *Cystoisospora* spp. no gatil de Cascais (Gráfico 5).

No total, este parasita foi detetado em sete dos oito gatis observados, ou seja, 87,5%.

Gráfico 5 - Prevalência de *Cystoisospora* spp. nos gatis estudados.

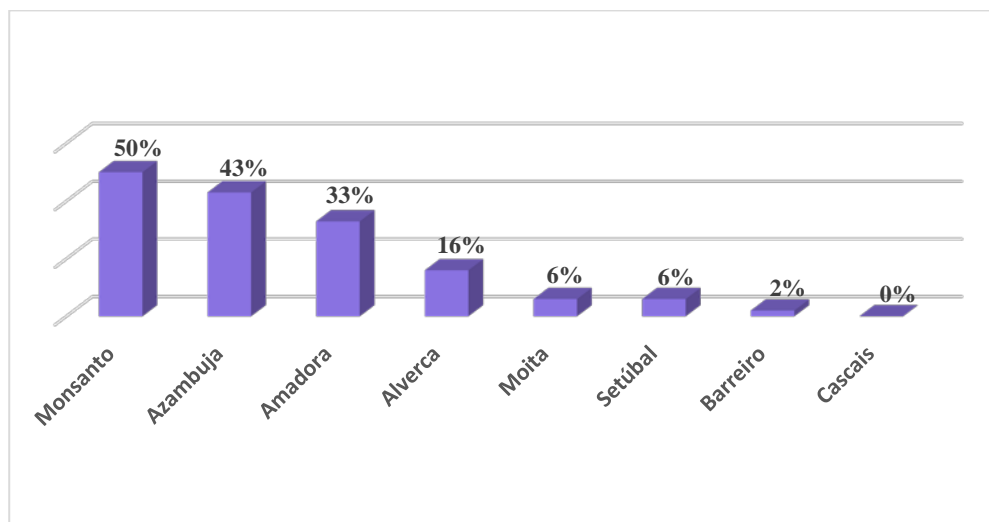
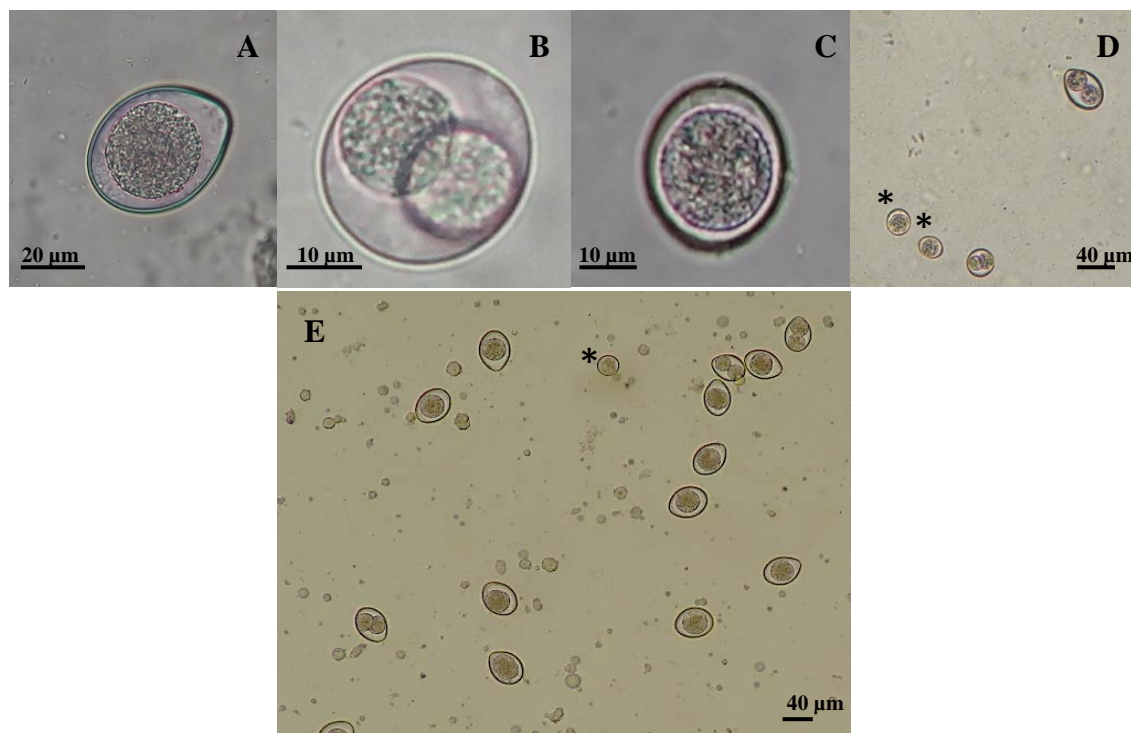


Figura 26 - A: Oocisto de *C. felis*; B e C: Oocistos de *C. rivolta*; D e E: Oocistos de *C. felis* e *C. rivolta* (*) (Originais).



5.1.2.3. Ancylostomatidae

Os ancilostomatídeos foram detetados em 27 amostras fecais, a que corresponde uma prevalência de 10,4% [IC 95%: 7% - 14,7%]. O gatil de Alverca obteve a maior prevalência de infeções por ancilostomídeos, 21%, seguido dos gatis de Azambuja 18%, Barreiro 12%, Amadora 11%, e Monsanto 10%. Não foram detetados ancilostomatídeos nos gatis da Moita, Setúbal e Cascais (Gráfico 6).

No total, este parasita foi detetado em cinco dos oito gatis observados, ou seja, 62,5%.

Gráfico 6 - Prevalência de Ancylostomatidae nos gatis estudados.

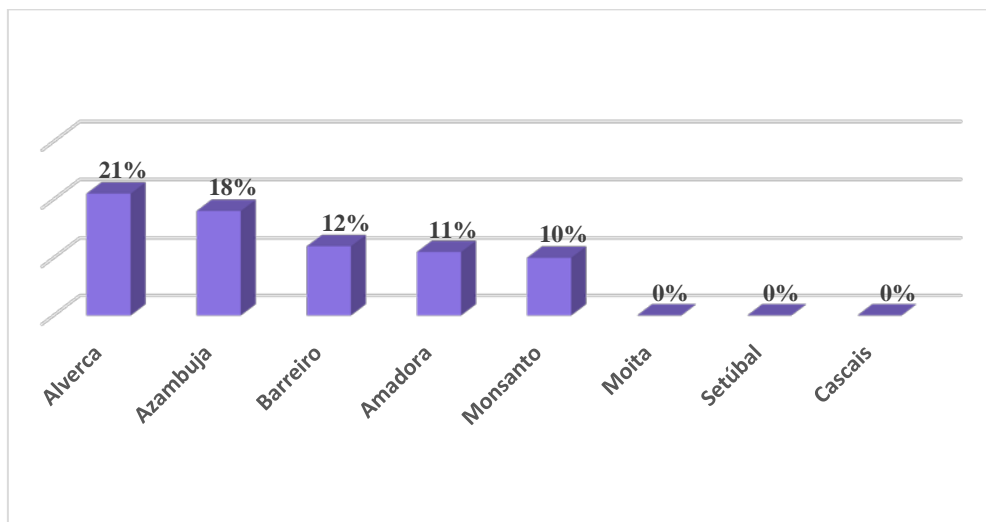
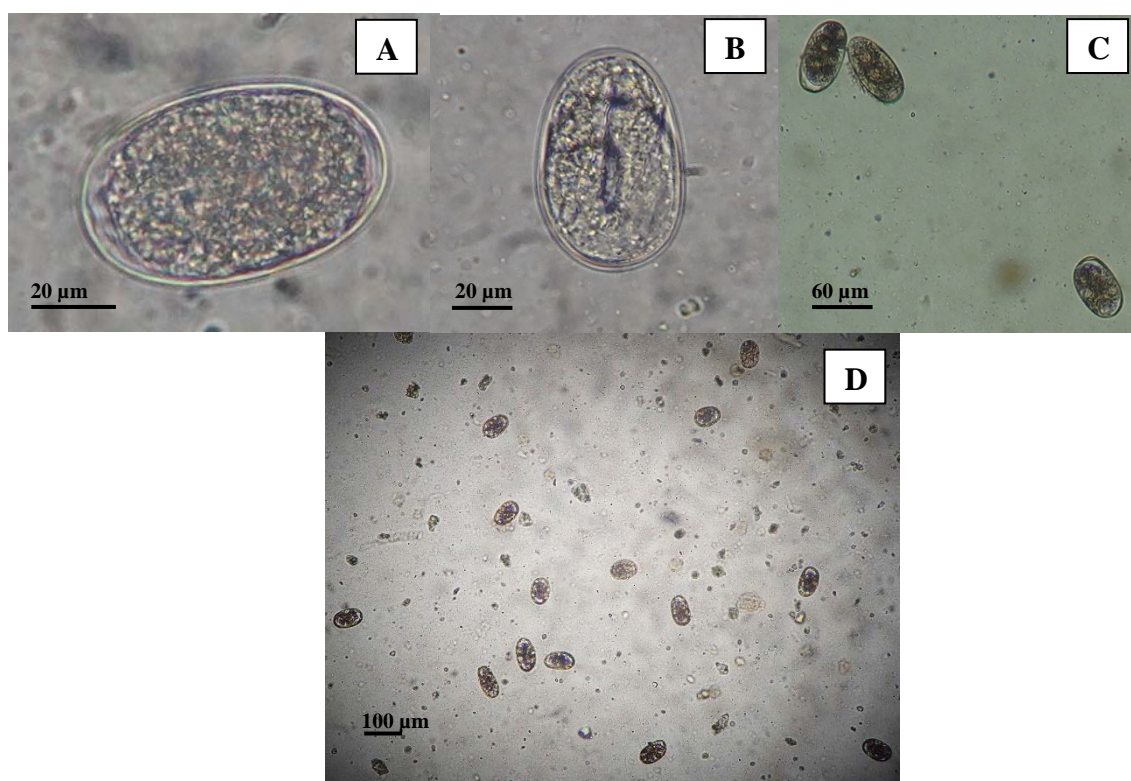


Figura 27 - Ovos de Ancilostomatídeos em diferentes estádios de evolução - A, C e D: Fase de mórula; B: Fase de larva (Larva L1) (Originais).



5.1.2.4. *Aelurostrongylus abstrusus*

Foram identificadas 14 (5,4% ([IC 3,1%: 0,1% - 8,7%])) amostras infetadas por *Aelurostrongylus abstrusus*. O gatil que registou maior prevalência foi o da Amadora, 9%. Os

gatis localizados na Azambuja e Barreiro obtiveram o mesmo valor de prevalência, 7%. Nos restantes gatis não foram observadas formas parasitárias de *A. abstrusus* (Gráfico 7). No total, este parasita foi detetado em gatos de três dos oito gatis observados, ou seja, 37,5%.

Gráfico 7 - Prevalência de *A. abstrusus* nos gatis estudados.

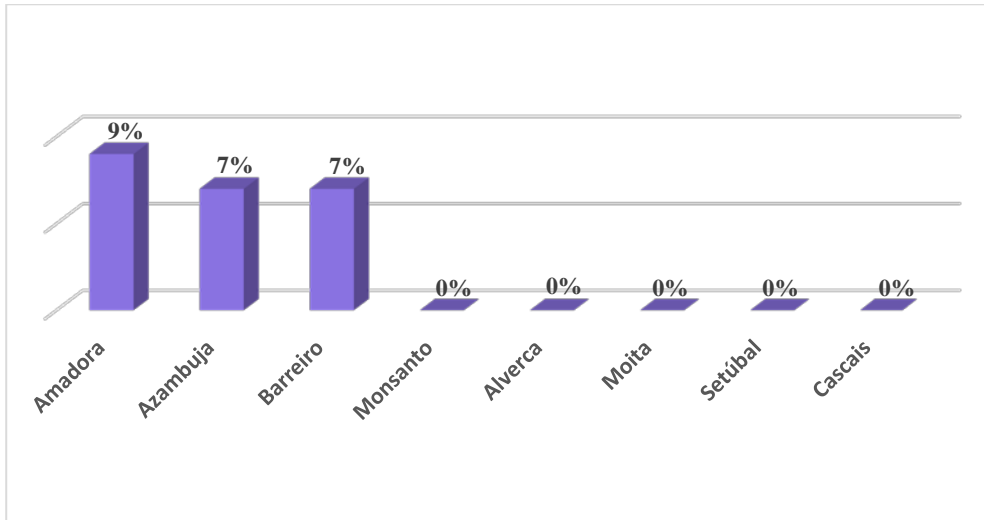
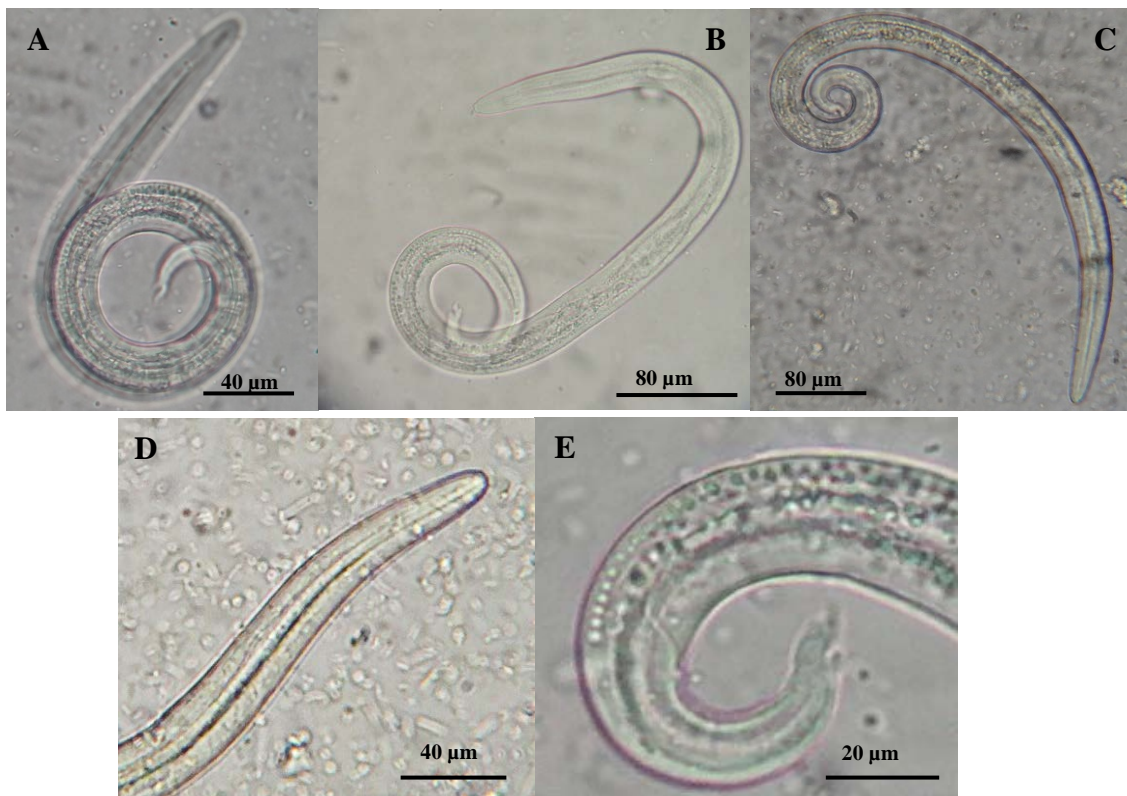


Figura 28 - A, B e C: Larvas L1 de *A. abstrusus*; D: Ampliação da extremidade anterior - cónica com esófago linear; E: Ampliação da extremidade posterior - processo digitiforme na cauda (Originais).



5.1.2.5. *Cryptosporidium* spp.

Foram identificadas 9 amostras parasitadas (4,4% ([IC 95%: 2,2% - 8,1%])) por *Cryptosporidium* spp. nos gatis estudados. O gatil que registou a maior prevalência foi o de Monsanto, 10%. O gatil da Azambuja obteve um valor de prevalência de 9,5%, seguido dos gatis de Amadora 6% e Barreiro 2,6%. Nos restantes gatis não foram observadas formas parasitárias de *Cryptosporidium* spp. (Gráfico 8). Não foram realizadas pesquisas de quistos de *Giardia* spp. nas amostras fecais recolhidas no gatil da Moita.

No total, este parasita foi detetado em quatro dos sete gatis observados, ou seja, 57,1%.

Gráfico 8 - Prevalência de *Cryptosporidium* spp. nos gatis estudados.

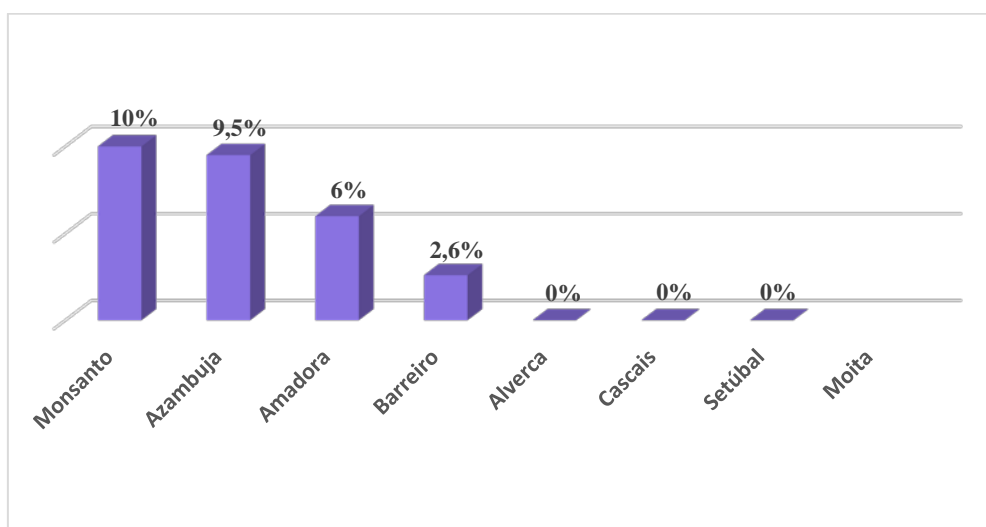
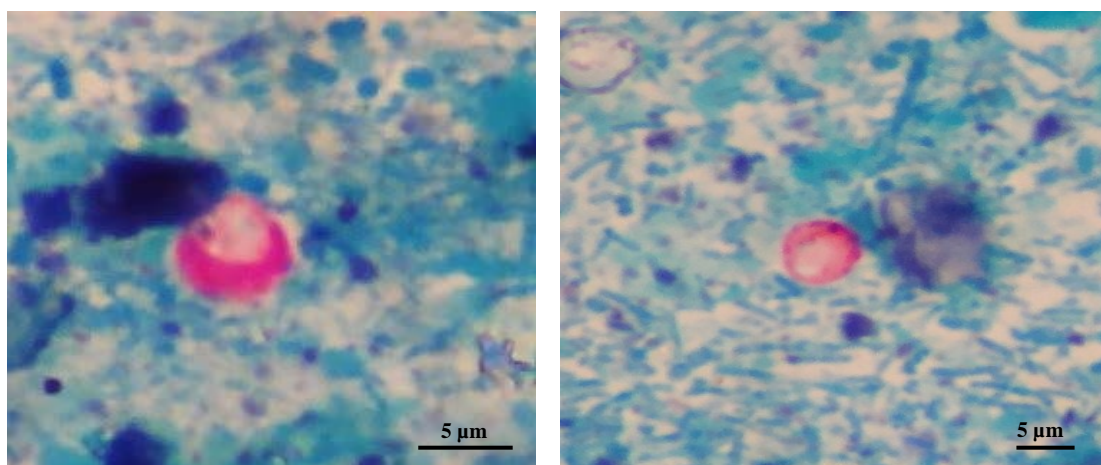


Figura 29 - Oocistos de *Cryptosporidium* spp. (Coloração Ziehl-Neelsen modificada) (Originais).



5.1.2.6. *Giardia* spp.

Foram identificadas 8 amostras infetadas (3,9% ([IC 95%: 1,7% - 7,4%])) por *Giardia* spp. nos gatis estudados. O gatil de Alverca obteve a maior prevalência de infecção por *Giardia* spp., 22,2%, seguido dos gatis de Monsanto 10%, Setúbal 6,7% e Amadora 1,2%. Nos restantes gatis não foram observadas formas parasitárias de *Giardia* spp. (Gráfico 9). Não foram realizadas pesquisas de quistos de *Giardia* spp. nas amostras fecais recolhidas no gatil da Moita.

No total, este parasita foi detetado em quatro dos sete gatis observados, ou seja, em 57,1%.

Gráfico 9 - Prevalência de *Giardia* spp. nos gatis estudados.

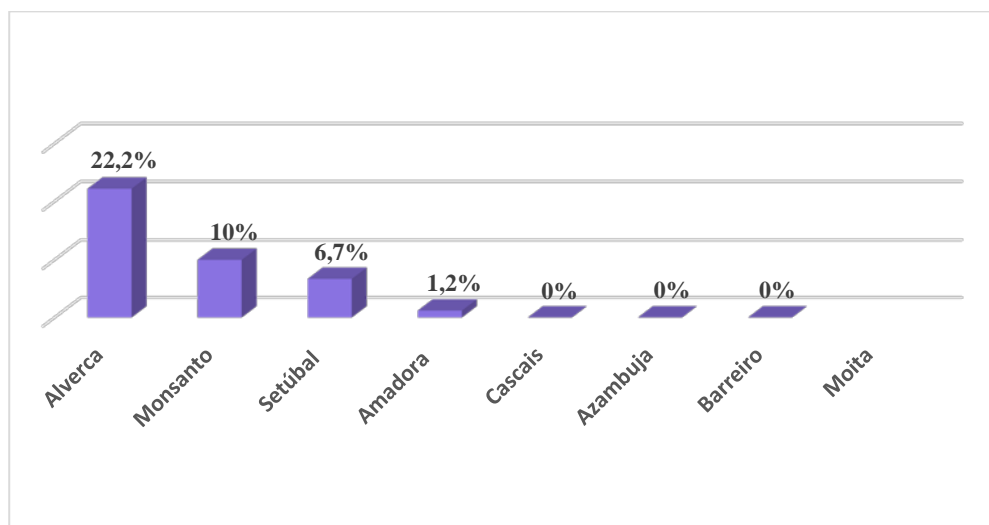
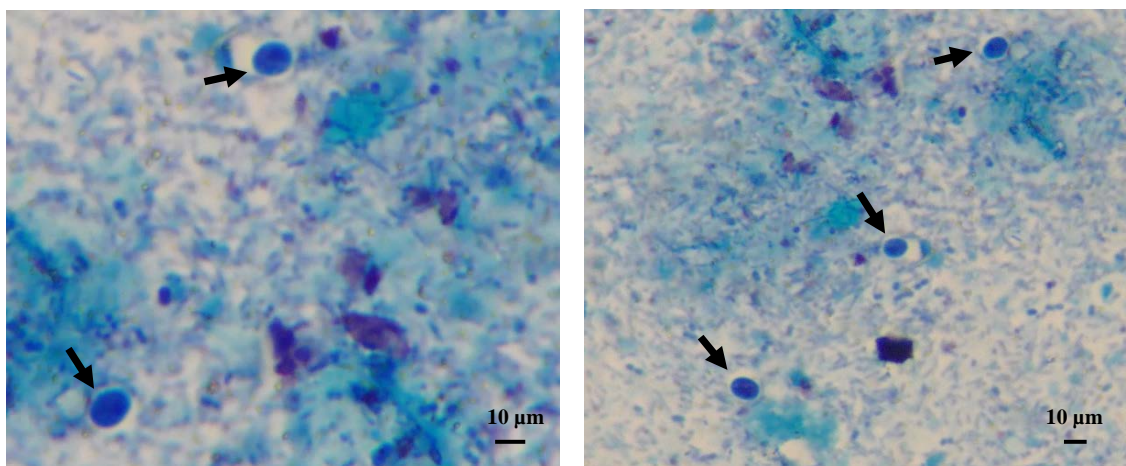


Figura 30 - Quistos de *Giardia* spp. (↓) (Coloração Ziehl-Neelsen modificada) (Originais).



5.1.2.7. Taeniidae

Os parasitas da família Taeniidae foram identificados em 3 amostras originárias de dois gatis do distrito de Lisboa, correspondendo a uma prevalência de 1,2% [IC 95%: 0,3% - 3,3%]. Nos gatis de Alverca e Amadora constataram-se prevalências de 5,3 e 2,2%, respetivamente. Não foram detetadas amostras parasitadas por Taeniidae nos restantes gatis (Gráfico 10). No total, este parasita foi detetado em dois dos oito gatis observados, ou seja, 25%.

Gráfico 10 - Prevalência da família Taeniidae nos gatis estudados.

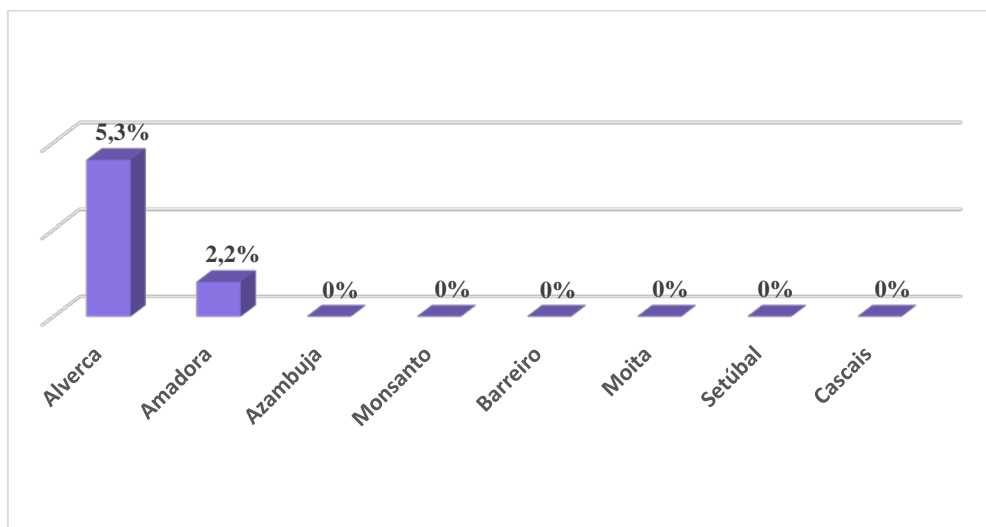


Figura 31 - Ovos da família Taeniidae com embrião hexacanto no seu interior (Originais).

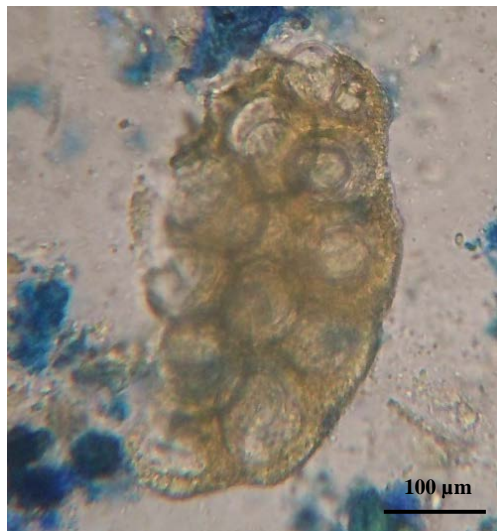


5.1.2.8. *Dipylidium caninum*

Foi detetado um único caso de *Dipylidium caninum* no gatil da Moita através da técnica de sedimentação natural, correspondendo a uma prevalência de 0,4% [IC 95%: 0% - 2%].

No total, este parasita foi detetado em apenas um dos oito gatis observados, ou seja, 12,5%.

Figura 32 - Cápsula ovígera de *D. caninum* detetada pela técnica de sedimentação natural (Original).



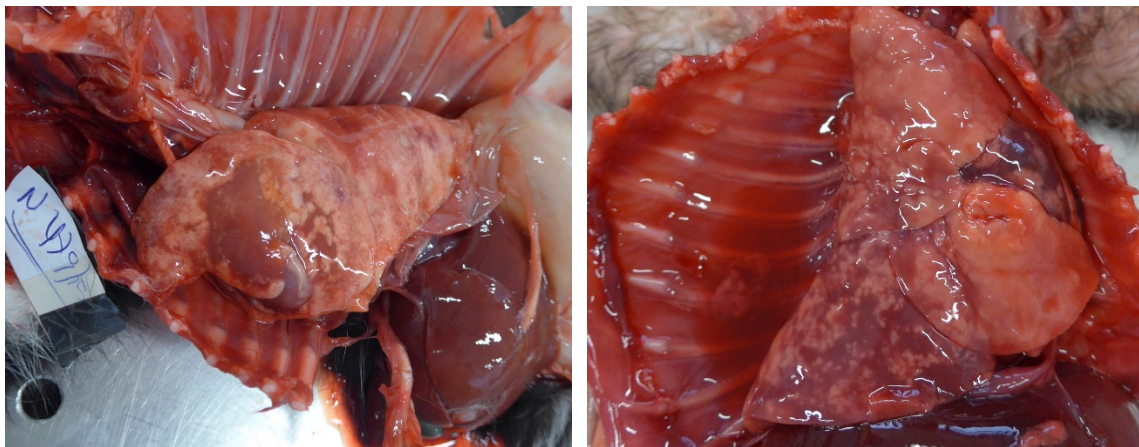
5.2. Pesquisa de *T. foetus*

Não foram detetadas quaisquer formas parasitárias de *T. foetus* pelo método *InPouch*TM *TF-Feline*, sendo os animais considerados negativos para as amostras examinadas.

5.3. Resultados da Técnica de Necrópsia

Observaram-se lesões compatíveis com pneumonia granulomatosa associada a congestão e lesões nodulares múltiplas em todos os cadáveres (Fig. 33).

Figura 33 - Pneumonia granulomatosa com congestão e lesões nodulares (Originais).



Um caso apresentava sinais de pleurisia serofibrinosa, hemorrágica e sinfisária (Fig. 34).

Figura 34 - Pleurisia sero-fibrinosa hemorrágica e sinfisiária (Originais).



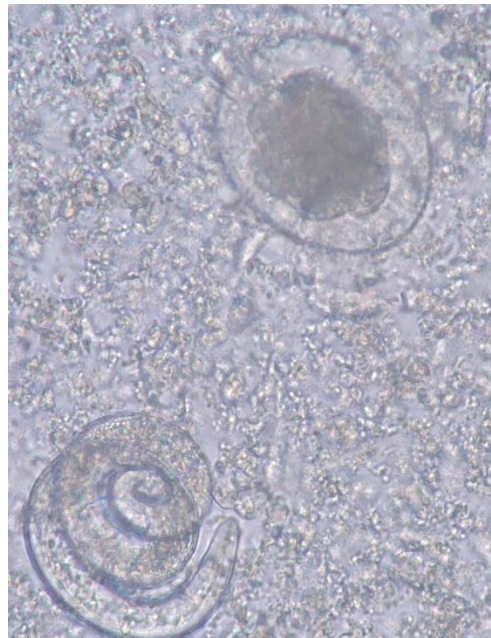
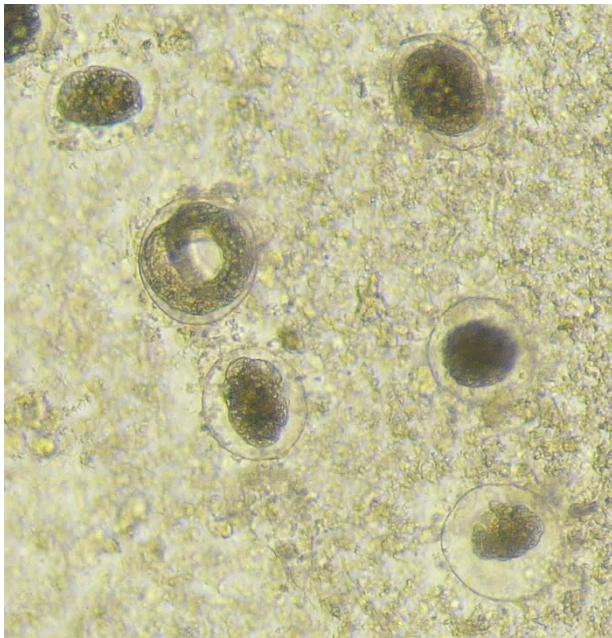
A nível macroscópico não foram visualizados vermes adultos, mas foram observados ovos e larvas L1 de *Aelurostrongylus abstrusus* em esfregaços pulmonares de aposição (Fig. 35).

Figura 35 - L1 e ovos de *A. abstrusus* no Esfregaço Pulmonar por Aposição (100×) (Original).



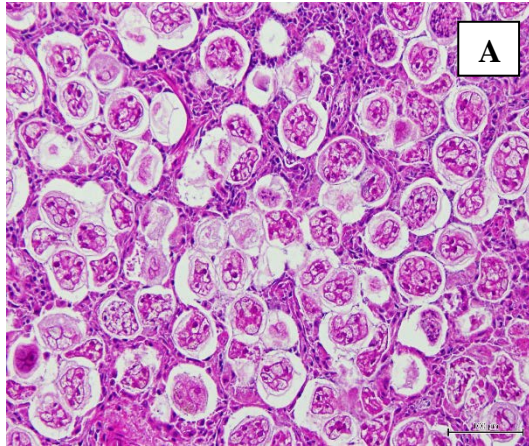
Pela técnica de Baermann observaram-se ovos em vários estádios de desenvolvimento e larvas L1 com movimentação activa (Fig. 36).

Figura 36 - Ovos embrionados e ovos com L1 de *A. abstrusus* na técnica de Baermann a partir de fragmento de pulmão (100×) (Originais).

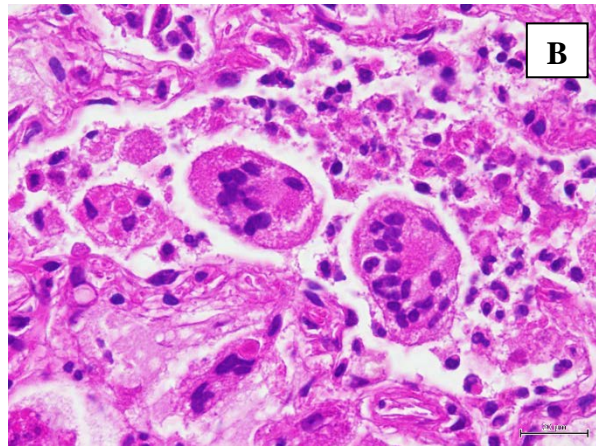


A nível histológico observaram-se ovos, larvas L1 e formas adultas no lúmen alveolar. Identificaram-se lesões difusas de pneumonia exsudativa, intersticial e granulomatosa. Outras alterações encontradas foram alveolite e hiperplasia do músculo liso assim como infiltrados linfóides, eosinofílicos e células inflamatórias macrofágicas (Figs. 37A-F).

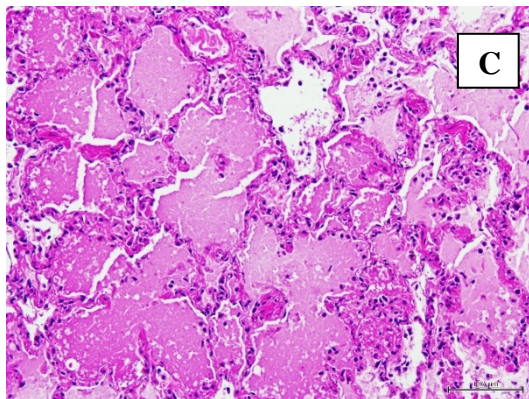
Figura 37 - Imagens histológicas de pulmão (Originais).



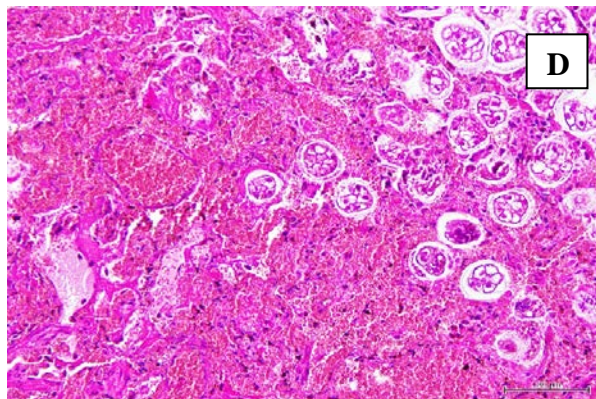
A – Formas adultas de *A. abstrusus* no lúmen alveolar (H&E 100×).



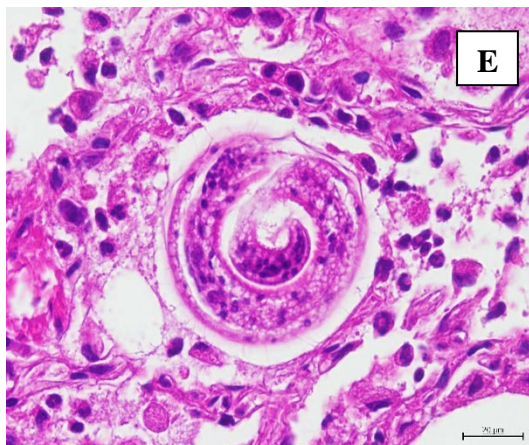
B – Ovos de *A. abstrusus* no lúmen alveolar com associada infiltração por PNEosinófilos (H&E 100×).



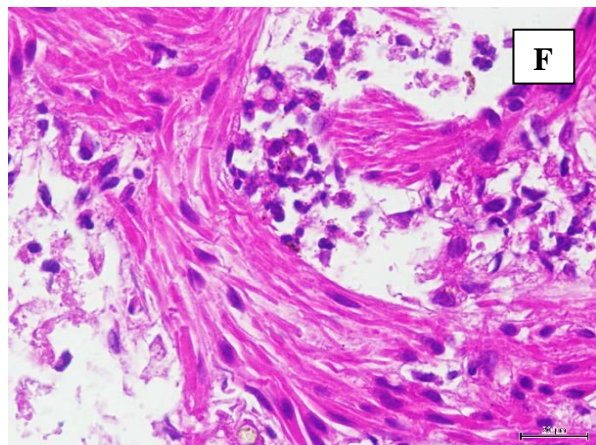
C – Pneumonia exsudativa com lesões de alveolite sero-fibrinosa (H&E 100×).



D – Lesões hemorrágicas graves e observam-se formas adultas (H&E 100×).



E – Larva L1 no lúmen alveolar (H&E 400×).



F – Hiperplasia do músculo liso (H&E 400×).

Foram detetados dois parasitas das espécies *Taenia taeniaeformis* e *Toxocara cati* no intestino delgado de um dos cadáveres (Figs. 38-39).

Figura 38 - Verme adulto de *Taenia taeniaeformis* encontrado em necrópsia (Original).

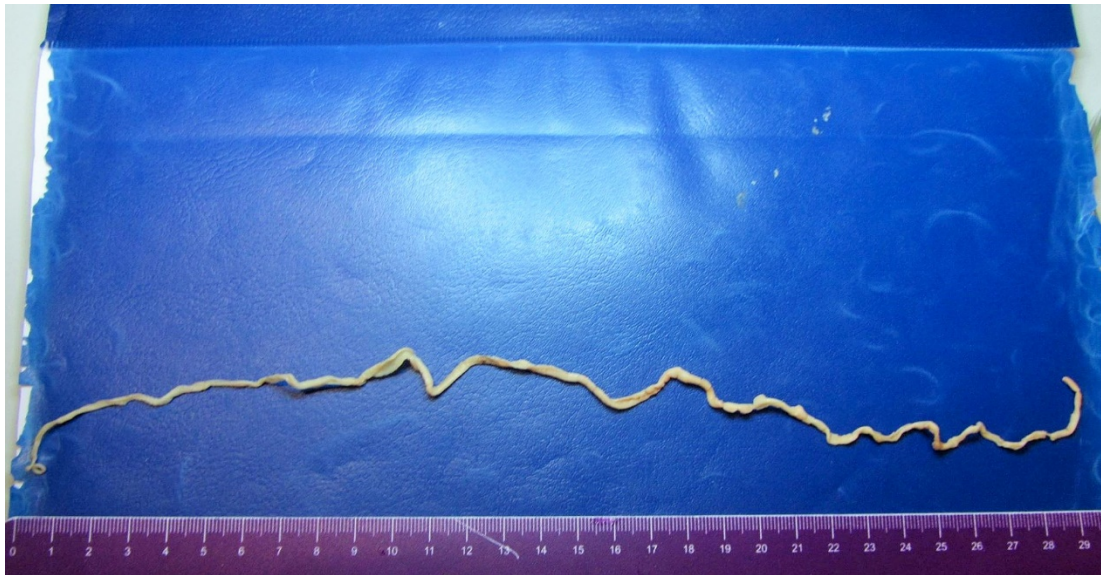


Figura 39 - Extremidades anteriores de vermes adultos detetados em necrópsia. A: *Toxocara cati*; B: *Taenia taeniaeformis* (Originais).



Tabela 8 - Distribuição e prevalência dos parasitas observados nos gatis estudados.

	Gatil Monsanto	Gatil Azambuja	Gatil Amadora	Gatil Alverca	Gatil Barreiro	Gatil Setúbal	Gatil Moita	Gatil Cascais	Prevalência Global
<i>Toxocara cati</i>	+	+	+	-	-	-	-	-	18,1%
<i>Cystoisospora spp.</i>	+	+	+	+	+	+	+	-	28,1%
<i>Ancylostomat.</i>	+	+	+	+	+	-	-	-	10,4%
<i>A. abstrusus</i>	-	+	+	-	+	-	-	-	5,4%
<i>Cryptosp. spp.</i>	+	+	+	-	+	-	-	-	4,4%
<i>Giardia spp.</i>	+	-	+	+	-	+	-	-	3,9%
Taeniidae	-	-	+	+	-	-	-	-	1,2%
<i>Dipylidium caninum</i>	-	-	-	-	-	-	+	-	0,4%

6. Discussão

Foi constatada uma elevada prevalência de infeções parasitárias, 43,5% (113/260) nos gatis estudados dos distritos de Lisboa e Setúbal no trabalho apresentado. Recorreu-se a técnicas coprológicas e foram realizadas 3 necrópsias. Reconhecendo as limitações das técnicas coprológicas pode-se discutir se os resultados obtidos podem refletir a real prevalência (Waap et al., 2013). No entanto, este resultado é sobreponível a um estudo semelhante realizado na Hungria (Capári et al., 2013), no qual, recorrendo a técnicas coprológicas, moleculares e de imunofluorescência, foram detetadas formas parasitárias em 39,6% das amostras fecais de gatos domésticos, criação e de abrigo. Resultados variáveis foram obtidos em outros países como em Espanha (Ilhas Canárias), 77,1% (Rodríguez-Ponce et al., 2016) ou na Albânia (Knaus et al., 2014a), que registou um valor que é o dobro do calculado no estudo apresentado, 86,9%, e ainda ligeiramente superior 90,1% na Dinamarca (Takeuchi-Storm et al., 2015). Valores inferiores foram publicados em estudos realizados na Alemanha, 22,8% e 33,6% (Barutzki & Schaper, 2011; Becker, Rohen, Epe & Schnieder, 2012), Canadá 31,8% (Villeneuve et al., 2015) e Roménia, 34,3% (Mircean et al., 2010). A disparidade dos resultados dos estudos referidos pode refletir as condições climáticas, área geográfica, população estudada (gatos domésticos, criação, abrigo, errantes)/possibilidade de acesso ao exterior, sensibilidade das técnicas de diagnóstico utilizadas, frequência e eficácia dos anti-parasitários administrados (Mircean et al., 2010; Waap et al., 2013). A título de exemplo: Waap et al., (2013) realizaram um estudo em 162 gatos errantes, na área metropolitana de Lisboa, utilizando a técnica de necrópsia e obtiveram uma prevalência superior ao dobro, 90,7%, da referida no estudo apresentado. O recurso a técnicas de sensibilidades diferentes (técnicas coprológicas/necrópsia) nos diferentes estudos, torna difícil e discutível a comparação de resultados.

A colheita de amostras foi realizada entre Julho e Novembro de 2015. De acordo com o IPMA, estes meses foram considerados quentes e secos. O clima é importante para a sobrevivência de parasitas de ciclo de vida direto e nos que requerem hospedeiros intermediários e paraténicos para completar o ciclo (Payo-Puente et al., 2008; Millán & Casanova, 2009; Abu-Madi, Behnke, Prabhaker, Al-Ibrahim & Lewis, 2010).

Nos gatis de Lisboa, foi obtida uma elevada prevalência, 55% (93/169). Esta pode ser justificada pela coexistência de animais adultos e jovens em espaço único, sabendo-se que os últimos são particularmente suscetíveis a infeções parasitárias, principalmente por protozoários (Barutzki & Schaper, 2003, 2011; Becker et al., 2012). Excretam elevadas

quantidades de oocistos e quistos parasitários com alta probabilidade de **infetar** outros animais.

No gatil de Monsanto obteve-se a maior prevalência de infecção, 70%. Este resultado justifica-se pelas condições e práticas do gatil. A avaliação tinha incidido particularmente em gatos de colônia com acesso ilimitado ao exterior, que constitui a população de maior risco (Beugnet et al., 2014). O solo era majoritariamente térreo alojando dejetos de gatos, facilitando infecções por *Toxocara cati*, dada a resistência e sobrevivência dos ovos destes parasitas (Spada et al., 2013; Villeneuve et al., 2015; Nijse, Ploeger, Wagenaar & Mughini-Gras, 2016). Estes animais são especialmente suscetíveis a infecções parasitárias, pelo eventual consumo de hospedeiros intermediários e paraténicos e pela ausência de um plano de desparasitação profilático dado o carácter assilvestrado desta população (Mircean et al., 2010; Becker et al., 2012).

O gatil da Azambuja registou igualmente elevada prevalência, 67,9%. A presença de elevado número de animais jovens partilhando instalações com gatos adultos, desparasitações pouco frequentes e inconstantes podem ser algumas das razões associadas a ausência de um período de quarentena para os novos animais e tratamentos anti-parasitários. A presença de amostras fecais no piso térreo, que constituía o solo do gatil, permitia a acumulação de ovos parasitários na terra e posterior ingestão pelos gatos (*grooming*) (Millán & Casanova, 2009).

No gatil da Amadora, foi obtida uma prevalência de 66,3%, apesar de disporem de jaulas para garantir o isolamento temporário do animal recém-acolhido e de se efetuarem tratamentos anti-parasitários com frequência (4/ano), sendo o que realizava maior número de desparasitações/ano. No entanto, constatou-se a presença de um grande número de animais jovens partilhando instalações com gatos adultos, mantendo novos acolhimentos semanais; não se procedia a uma desinfecção completa e adequada, assim como não eram realizados banhos para garantir a remoção de formas parasitárias do pêlo dos gatos, o que poderá contribuir para os resultados encontrados. A existência de ovos, oocistos e quistos parasitários no ambiente (e pêlo dos animais), constitui uma fonte de reinfestação para os animais presentes no gatil, permitindo a perpetuação dos ciclos parasitários e dificultando a erradicação das parasitoses. O gatil da Amadora estava em obras, pelo que um elevado número de gatos estava concentrado apenas em duas divisões, proporcionando uma eliminação maciça de parasitas pelas fezes, majoritariamente diarreicas e não se verificou uma boa desinfecção do espaço (Bissett et al., 2009; Möstl et al., 2013).

No gatil de Alverca, embora existisse uma separação física entre o espaço destinado aos gatos adultos e a maternidade (Möstl et al., 2013), foram verificadas algumas amostras infetadas, 52,6%, que possivelmente correspondiam aos gatos jovens, alojados na maternidade (Barutzki

& Schaper, 2003, 2011). A ausência de um plano rigoroso de desparasitação neste gatil pode ser um fator que justifique a prevalência encontrada.

O gatil de Cascais, o único em que não foram observadas infeções parasitárias, alojava poucos felídeos, aparentemente saudáveis, embora alguns apresentassem infeções respiratórias do trato superior no dia da visita, e não tinha gatos jovens. O isolamento de animais doentes e recém-adquiridos era feito em jaulas, colocadas numa divisão separada fisicamente do espaço destinado aos gatos residentes (Möstl et al., 2013). A periodicidade da desparasitação estava de acordo com as normas da ESCCAP, embora não fosse associada uma desinfeção total e adequada do gatil. Aparentemente, estas medidas foram suficientes para impedir a entrada de agentes parasitários no gatil, não se excluindo no entanto, que pudessem ser portadores de parasitas em excreção intermitente ou no período pré-patente (Mircean et al., 2010).

O gatil do Barreiro evidenciou a prevalência de infeção mais elevada nos gatis estudados no distrito de Setúbal, 20,1%. Os fatores relevantes e justificativos para esse resultado, podem ser o elevado número de gatos observado (90) em espaço reduzido com consequente *stress* associado (Möstl et al., 2013) e ausência de desparasitação há 5 meses. Não foram identificados métodos para evitar a introdução de agentes parasitários pelos voluntários no gatil, tais como pedilúvios, troca de roupa e calçado (Möstl et al., 2013), mas foi o único em que se observaram medidas para evitar a entrada de vectores no gatil (redes mosquiteiras e aplicação de inseticida na entrada e parte externa do gatil).

No gatil da Moita, apesar da preocupação manifestada pelos voluntários em desparasitar os animais, a desparasitação nem sempre era realizada em gatos agressivos, pelo que estes podiam constituir uma fonte de infeção para os animais já desparasitados, justificando a prevalência encontrada, 12,5%.

No gatil de Setúbal, a desparasitação não era realizada há mais de um ano por falta de verbas. No entanto a prevalência encontrada foi de 11,8%. Este valor pode ser compreendido pela ausência de animais jovens e por apresentar reduzido número de felídeos no dia da visita e a possibilidade de isolamento de gatos recentemente acolhidos (Barutzki & Schaper, 2003, 2011; Möstl et al., 2013).

Os grupos de parasitas predominantes nos gatis envolvidos neste estudo foram os Protozoários (34,6%) e Nemátodes (33,8%). O resultado relativo a infeção por Protozoários pode ser entendido pela escassez de fármacos dirigidos ao tratamento destas infeções, não eliminando o agente e apenas reduzindo a eliminação de quistos e oocistos parasitários, pelo que estas infeções são frequentes em gatis, sobretudo se existirem animais suscetíveis (animais muito jovens a jovens) (Barutzki & Schaper, 2011). É mais intrigante a percentagem

de infecção por Nemátodes pois a nível comercial, estão disponíveis vários anti-helmínticos para tratamento de infecções por nemátodes e céstodes (Bissett et al., 2009). A infecção por Céstodes apresentou um valor significativamente mais baixo, 1,5%, por provável baixa sensibilidade das técnicas coprológicas para diagnóstico destes parasitas (Barutzki & Schaper, 2011).

Nemátodes gastrointestinais

Toxocara cati

Toxocara cati foi o parasita mais prevalente deste trabalho, resultado igualmente observado em outros estudos europeus (Mircean et al., 2010; Näreaho et al., 2012; Capári et al., 2013; Takeuchi-Storm et al., 2015; Nijse et al., 2016). Foi detetado em 18,1% no total de amostras fecais (47/260), pelas técnicas de flutuação de Willis e sedimentação fecal, tendo sido identificado apenas no distrito de Lisboa correspondendo a uma prevalência de infecção de 27,8% (47/169).

Em 2010, foi publicado um trabalho abrangendo 74 gatos errantes, na cidade de Lisboa, recorrendo a técnicas coprológicas em que a prevalência encontrada foi 10,8% (Duarte et al., 2010) em 2013, Waap et al., detetaram pela técnica de necrópsia um valor de 38,3%, na mesma cidade e população idêntica. Em outro estudo realizado em Portugal em 2011, mas no distrito de Évora, Ferreira et al., identificaram uma prevalência de 9% numa população de 20 gatos domésticos e 2 de gatis recorrendo a técnicas coprológicas. Os gatos com proprietário são habitualmente submetidos a cuidados médico-veterinários que incluem desparasitações regulares, mas nem sempre cumpridos pelos proprietários, o que pode justificar as diferenças encontradas (Matos, Alho, Owen, Nunes & Madeira de Carvalho, 2015).

Idêntico resultado ao estudo apresentado nesta dissertação, foi obtido em estudos realizados na Grécia, 18,1% (Lefkaditis et al., 2014), envolvendo 215 gatos errantes e em Espanha, 18,3% (Miró et al., 2004), incidindo sobre 382 gatos errantes e domésticos. Foram encontrados valores semelhantes na Roménia, 20,3% (Mircean et al., 2010), recorrendo a técnicas coprológicas após estudo em 414 gatos domésticos. Valores superiores são constatados nos estudos que recorrem à técnica de necrópsia como os publicados na Albânia, 83,3% (Knaus et al., 2011), envolvendo 18 gatos errantes, e na Dinamarca, 84,8% (Takeuchi-Storm et al., 2015), após estudo de 99 gatos errantes e domésticos.

A prevalência mais elevada foi obtida no gatil de Monsanto, (50%) o que está de acordo com o habitat e comportamento de predação. Adquirem infecção pelo consumo de hospedeiros paraténicos infetados ou pela ingestão de ovos presentes no meio ambiente (Traversa, 2012; Nijse et al., 2016). Como os animais deste gatil não foram submetidos a desparasitações

regulares, a contaminação do ambiente é elevada e há consequente perpetuação de ciclos parasitários. Estas condições justificam as elevadas taxas de infecção encontradas em gatos adultos com acesso ao exterior (Fisher, 2003; Nijse, Mughini-Gras, Wagenaar, Franssen & Ploeger, 2015). Os ovos de *T. cati* são caracterizados por elevada resistência, pelo que o potencial de infecção persiste por meses ou anos, situação agravada pelo fato dos felídeos enterrarem as fezes (Spada et al., 2013; Nijse et al., 2016).

Os gatis da Azambuja e Amadora registaram prevalências igualmente elevadas (36 e 35% respetivamente): no gatil da Azambuja não eram realizadas desparasitações regulares aos gatos residentes e os recém-adquiridos não eram submetidos a tratamentos anti-parasitários. Se estes tivessem adquirido infecção numa fase anterior, constituiriam uma fonte de infecção para os animais residentes. A sobrepopulação e o piso térreo do gatil, permitindo enterrar fezes e preservando os ovos do parasita da dessecação, constituem fatores para a transmissão e sobrevivência do parasita (Baños et al., 2001; Trees, 2004; Beugnet et al., 2014). No gatil da Amadora, a sobrepopulação observada, a desinfecção inadequada do espaço e as condições ambientais existentes (elevada humidade, temperaturas altas) reuniam as condições ideais para o desenvolvimento do ciclo biológico do parasita, apesar da realização de tratamentos profiláticos regulares.

Em ambos os gatis constatou-se que não era realizada troca de vestuário e calçado pelos voluntários à entrada do gatil, o que poderá constituir uma via de entrada de *T. cati* no gatil. De acordo com Overgaauw et al., (2009), concluiu-se que gatos sem acesso ao exterior podem infetar-se com ovos de *T. cati* transportados pelos sapatos dos proprietários. Existe a possibilidade de cães e gatos transportarem ovos de *T. canis* e *T. cati*, respetivamente, no pêlo (Wolfe & Wright, 2013; Öge, Öge, Özbakis & Gürcan, 2014). Öge et al., (2014) reportaram 22% de gatos infetados por essa via. A minimização da infecção implicaria limpeza diária e frequente das caixas de areia dos animais (Öge et al., 2014).

Ancilostomatídeos

Os ancilostomatídeos foram detetados em 10,4% (27/260) das amostras fecais pelas técnicas de flutuação de Willis e sedimentação fecal. Este resultado assemelha-se aos publicados na Roménia: 10,1% (Mircean et al., 2010) e Hungria: 11,1% (Capári et al., 2013). Encontram-se estudos que apresentam valores ligeiramente superiores, como os realizados em Lisboa: 19,1% (*A. tubaeforme*) (Waap et al., 2013) e significativamente mais elevados na Albânia: 44,4% (*A. tubaeforme*) (Knaus et al., 2011) e Palma de Maiorca, Espanha: 91,4% (*A. tubaeforme*) (Millán & Casanova, 2009) mas recorrendo a necrópsia. Outros estudos, nos mesmos países, obtiveram valores muito diferentes, Espanha: 1% (Miró et al., 2004) e Lisboa:

2,7% *U. stenocephala* e 1,4% *A. tubaeforme* mas usando técnicas coprológicas (Duarte et al., 2010). O resultado mais baixo foi encontrado num estudo efetuado na Holanda: 0,2% (Nijssse et al., 2016).

Os ancilostomatídeos foram identificados maioritariamente no distrito de Lisboa: 11,8%, particularmente nos gatis de Alverca (21%), Azambuja (18%), Amadora (11%) e Monsanto (10%); e com menor frequência no distrito de Setúbal: 7,7%, sendo apenas identificados no gatil do Barreiro (12%).

As colheitas fecais foram realizadas no início de Outono, altura favorável ao desenvolvimento das larvas, pela associação de temperaturas adequadas (16-22°C), humidade e presença de precipitação (Matthews, 1985), mais provável nos gatis com acesso ao exterior e piso térreo. Identificaram-se predominantemente no gatil de Alverca que alojava gatos resgatados da rua e não submetidos a tratamentos anti-parasitários regulares. Esta situação também se verificou no gatil localizado na Azambuja, de piso térreo. O gatil de Monsanto era de piso térreo e os gatos tinham acesso ao exterior. Nos gatis de Azambuja e Monsanto era visível material fecal não enterrado e consequente maior persistência de ovos e larvas L3 infetantes no meio ambiente (Millán & Casanova, 2009). Nos gatis da Amadora e Barreiro (sem acesso ao exterior), apesar de se efetuar desparasitação de modo regular, os gatos estavam parasitados. A justificação pode estar relacionada com eventuais erros e irregularidades na administração da profilaxia. Apesar de menos provável não se pode excluir resistência do *A. tubaeforme* ao pirantel, um dos princípios ativos presentes nos antihelmínticos mais utilizados para gatos e já confirmada para *Ancylostoma caninum* nos cães (Kopp, Kotze, McCarthy & Coleman, 2007).

Aelurostrongylus abstrusus

Foram observadas larvas L1 de *A. abstrusus* em 5,4% (14/259) de amostras fecais utilizando a Técnica de Baermann. Observou-se uma prevalência de 6% (10/168) no distrito de Lisboa e de 4% (4/91) no distrito de Setúbal. A prevalência mais elevada, 9% (8/92), foi observada no gatil localizado na Amadora, seguindo-se os gatis de Azambuja (2/28) e Barreiro (4/58) com igual prevalência, 7%. Estes resultados estão de acordo com os resultados dos estudos publicados na Alemanha (6,6%, Barutzki & Schaper, 2013), Roménia (5,6%, Mircean et al., 2010) e Grécia (8%, Diakou

et al., 2015). Outros estudos reportam valores superiores, nomeadamente em Itália (24,4%, Traversa et al., 2008a; 25,2%, Tamponi et al., 2014), Albânia (50%, Knaus et al., 2011) e Dinamarca, (15,6%, Olsen et al., 2015). Resultados inferiores foram detetados em Espanha (1%, Miró et al., 2004), Alemanha (0,5%, Barutzki & Schaper, 2011), e Itália (1,2%, Riggio, Mannella, Ariti & Perrucci, 2013). A disparidade de resultados dos estudos pode refletir a

área geográfica, clima e população estudada (Payo-Puente et al., 2008), assim como a sensibilidade da técnica usada, dificultando a sua comparação (Barutzki & Schaper, 2013). Entre 1999 e 2000, Madeira de Carvalho et al., (2009), reportaram prevalências de 1,5% em Portugal mas em 2008, um estudo realizado no Porto em 97 gatos errantes, por Payo-Puente et al., regista prevalências mais elevadas: 17,4%. O norte de Portugal reúne condições climáticas (temperaturas amenas, humidade e precipitação elevadas) que facilitam esta parasitose, ao favorecer a sobrevivência do hospedeiro intermediário (Sherding, 2001; Payo-Puente et al., 2008). No estudo apresentado, as colheitas foram realizadas entre Julho e Novembro, meses quentes e secos, o que poderá ter comprometido a sobrevivência do hospedeiro intermediário. Waap et al., (2013) e Nabais et al., (2014) nos estudos efetuados em Lisboa obtiveram prevalências um pouco mais baixas: 12,4% e 12%, respetivamente, recorrendo a técnicas coprológicas e de necrópsia. Apesar de subestimada, esta parasitose existe no nosso país e não deve ser desvalorizada. A maioria das infeções é subclínica (Knaus et al., 2011; Bowman, 2014). Também se verificou neste estudo a deteção do parasita em três felídeos, na ausência de qualquer sinal respiratório. No entanto, um outro felídeo infetado apresentava ruídos respiratórios, respiração com boca aberta, corrimento nasal, tosse, dispneia e taquipneia. Constatou-se posteriormente que estava igualmente infetado com o vírus da leucemia felina. A presença de doenças concomitantes e/ou infeções secundárias podem agravar o quadro, ou mesmo causar morte (Pechman, 1984), o que poderá ter ocorrido nos três gatos submetidos a necrópsia. O plano vacinal desses animais estava incompleto e apesar de terem sido desparasitados internamente, dois dos gatos permaneciam parasitados por membros da família Ancylostomatidae e *T. taeniaeformis*. Algumas lesões *post-mortem* foram sugestivas de infeção intestinal por agentes virais.

Alguns autores referem que a presença de sinais clínicos se relaciona com a idade, carga parasitária e resposta imunitária (Scott, 1972; Payo-Puente et al., 2008).

A técnica de Baermann é a recomendada para identificação das larvas L1, mas raramente é utilizada na prática clínica (Traversa et al. 2008d, 2010). Devido à excreção intermitente de larvas, recomenda-se a análise de amostras fecais em três dias consecutivos (Traversa et al., 2010), o que não foi possível neste trabalho. A ausência de parasitas respiratórios nos gatos do gatil de Monsanto, que tinham acesso ao exterior, pode ser justificada pela dificuldade em cumprir essa recomendação ou por coincidir com o período pré-patente ou um período pós-infeção (5 meses pós-infeção) (Hamilton, 1963; Pennisi et al., 1994; Ribeiro & Lima, 2001; Payo-Puente et al., 2008). As 10 amostras fecais colhidas apresentavam-se secas no momento da colheita que igualmente não favorece a presença/deteção do parasita.

Uma das amostras fecais do gatil da Amadora continha um elevado número de larvas de *A. abstrusus*. Não foi possível identificar o animal correspondente devido ao caráter aleatório da recolha das amostras, pelo que se procedeu ao isolamento e desparasitação do único animal suspeito de infeção, gato jovem, FeLV positivo e com quadro clínico respiratório. Algumas semanas após a desparasitação e após período de melhoria, houve nova deterioração clínica e um mês depois, houve correlação clínica e laboratorial. Este exemplo, alerta para a necessidade de incluir este parasita na etiologia de quadros respiratórios e para a sua identificação em amostras fecais múltiplas (Scott, 1972; Traversa et al., 2010). A infeção constatada nos gatos dos gatis do Barreiro e Azambuja, poderá ser prévia à entrada no gatil ou hospedeiros intermediários e paraténicos podem ter alcançado o gatil através das redes existentes nos gatis, apesar dos proprietários terem referido que não era habitual e de não terem sido observados no dia das visitas. O gatil da Amadora era um espaço fechado, pelo que se admite que a aquisição da infeção ocorreu antes da entrada no gatil. A ausência de infeção nos gatis de Setúbal, Moita, Alverca e Cascais pode ser justificada pelos fatores referidos anteriormente.

Gatos infetados, sem tratamento e com acesso ao exterior constituem uma fonte de contaminação do ambiente e infeção dos hospedeiros intermediários e paraténicos, aumentando o risco de infeção para outros gatos suscetíveis que vivam na mesma região (Spada et al., 2013). Salienta-se que as L1 mantêm-se vivas até 2 anos no HI (Trees, 2004).

Protozoários Gastrointestinais

***Cystoisospora* spp.**

Todos os gatis, exceto o de Cascais apresentaram pelo menos um animal parasitado por *Cystoisospora* spp. No total das 260 amostras a prevalência encontrada foi 28,1%, usando as técnicas de flutuação de Willis e sedimentação fecal. *Cystoisospora felis* foi identificado em 16,9% da amostra (44/260) e *Cystoisospora rivolta* em 11,2% (29/260).

Em Portugal, Duarte et al., (2010) publicaram um estudo envolvendo 74 gatos errantes de Lisboa, usando técnicas coprológicas em que a prevalência de *C. felis* foi de 5,4%. Em 2013 e no mesmo distrito, Waap et al., 2013, detetaram uma prevalência significativamente superior de *C. rivolta*, 46,3% e de *C. felis*, 14,2%, em população idêntica mas usando a técnica de necrópsia.

Resultados semelhantes de identificação de *C. felis*: 15,3% e *C. rivolta*: 7,9% foram obtidos na Alemanha (Barutzki & Schaper, 2003) e Albânia 15,5% *C. felis*, 11,5% *C. rivolta* (Knaus et al., 2014a). Valores inferiores foram reportados na Alemanha: 4,4% *C. felis*, 2,2% *C.*

rivolta (Barutzki & Schaper, 2011) e Hungria: 3% *C. felis*, 1,3% *C. rivolta* (Capári et al., 2013).

Estes parasitas foram observados predominantemente no distrito de Lisboa, 41% (69/169): 24% (41/169) *C. felis* e 17% (28/169) *C. rivolta*. No distrito de Setúbal foram observados com menor frequência, 4,4% (4/91), correspondendo 3% (3/91) a *C. felis* e 1% (1/91) a *C. rivolta*. No distrito de Lisboa, estas coccídias foram observadas nos gatis de Monsanto: 50%; Azambuja: 43%; Amadora: 33%; e Alverca: 16%. No distrito de Setúbal, foram identificados nos gatis da Moita e Setúbal com igual prevalência, 6%, e no Barreiro, 2%. Os parasitas incluídos no género *Cystoisospora* spp. são ubiqüitários e comuns em gatos domésticos, sobretudo se mantidos em locais de elevada densidade populacional, possibilitando a transmissão fecal-oral (Tzannes et al., 2008) como se constatou nos gatis localizados na Azambuja, Amadora, Barreiro e Moita. Afetam principalmente animais jovens (Tzannes et al., 2008; Capári et al., 2013; Mircean et al, 2010), como se confirmou nos gatis de Azambuja, Amadora e Alverca. A ausência de boas práticas higio-sanitárias facilita a contaminação do ambiente e favorece re-infeções no gatil (Knaus et al., 2014a). Os anti-parasitários disponíveis a nível comercial não são eficazes para infeções por protozoários (Little et al., 2009), o que também poderá justificar os resultados encontrados. As infeções detetadas nos gatos de Monsanto podem ser justificadas pelo fácil acesso a roedores infetados (HP) (Bowman et al., 2002).

***Cryptosporidium* spp. e *Giardia* spp.**

Os protozoários *Cryptosporidium* spp. e *Giardia* spp. foram detetados em 17 amostras fecais, num total de 204, correspondendo a uma prevalência de 4,4% e 3,9%, respetivamente. A identificação foi efetuada a partir de esfregaços fecais corados por Ziehl-Neelsen modificado, técnica de baixo custo mas que permite a deteção simultânea de quistos de *Giardia* spp. e oocistos de *Cryptosporidium* spp. Resultados semelhantes foram obtidos em estudos realizados no Canadá: 1,4% (*Giardia* spp.), 1,3% (*Cryptosporidium* spp.) (Villeneuve et al., 2015) e Holanda: 4,6% (*Cryptosporidium* spp.) (Overgaauw et al., 2009). Valores superiores foram reportados na Alemanha: 51,6% (*Giardia* spp.) (Barutzki & Schaper, 2003), Itália: 24,5% (*Cryptosporidium* spp.) (Rambozzi, Menzano, Mannelli, Romano & Isaia, 2007), Hungria: 37,4% (*Giardia* spp.) (Capári et al., 2013) e Albânia: 29,3% (*Giardia* spp.) (Knaus et al., 2014a).

Estudos anteriores em Portugal, realizados por Ferreira et al., (2011), em 20 gatos domésticos e 2 de abrigo, usando técnicas coprológicas a partir de material fresco, detetaram uma prevalência de 9,1% de *Giardia* spp., resultado um pouco superior ao obtido.

A revisão da literatura concluiu que os resultados dos estudos de prevalência de *Giardia* spp. e *Cryptosporidium* spp. existentes não são uniformes e a sua interpretação difícil. Vários fatores podem explicar a variabilidade encontrada, como o recurso a diferentes técnicas de diagnóstico, características da população estudada, a excreção intermitente de quistos/oocistos (Tzannes et al., 2008). A presença de quistos de *Giardia* spp. nem sempre coincide com a presença de sinais clínicos, o que dificulta o diagnóstico (Palmer, Thompson, Traub, Rees & Robertson, 2008).

O distrito de Lisboa registou uma maior prevalência de infeções por *Cryptosporidium* spp.: 5,3% (8/150) e *Giardia* spp.: 4,7% (7/150). Foram detetadas amostras positivas nos gatis de Alverca (22,2% *Giardia* spp.), Monsanto (10% *Giardia* spp, 10% *Cryptosporidium* spp.), Azambuja (9,5% *Cryptosporidium* spp.) e Amadora (6% *Cryptosporidium* spp.; 1,2% *Giardia* spp.). Estes gatis alojavam elevado número de animais jovens, grupo etário mais atingido por *Giardia* spp. (Kirkpatrick, 1986).

São frequentes as referências da literatura quanto à relação infeção (*Giardia* spp.)/idade jovem do gato: Tzannes et al., (2008), observaram prevalências mais elevadas de *Giardia* spp. em gatos com idade inferior a 6 meses assim como Barutzki & Schaper, (2011) e Mircean et al., (2011). No estudo atual, a maior prevalência de infeções por *Giardia* spp. foi encontrada no gatil de Alverca (22,2%), que alojava igualmente gatos mais jovens. De acordo com alguns autores (Tzannes et al., 2008; Mircean, Gyorke, Jarca & Cozma, 2011; Sabshin et al., 2012), há igualmente relação entre suscetibilidade à infeção (*Giardia* spp. e *Cryptosporidium* spp.) e contato com múltiplos gatos.

No distrito de Setúbal foi detetada uma prevalência de 1,9% (1/54) para ambos os agentes, tendo sido identificados no gatil do Barreiro (2,6% *Cryptosporidium* spp.) e Setúbal (6,7% *Giardia* spp.).

As infeções por *Giardia* spp. e *Cryptosporidium* spp. são geralmente subestimadas em gatos devido à baixa sensibilidade das técnicas coprológicas, à excreção intermitente de quistos/oocistos (Tzannes et al., 2008; McGlade et al., 2003; Mircean et al., 2011) e à escassez de algumas amostras em oocistos de *Cryptosporidium* spp. (Johnston et al., 2003). A título de exemplo, Sabshin et al., (2012) num total de 100 amostras fecais, detetaram infeções por *Cryptosporidium* spp. e *Giardia* spp. em 15 e 11 amostras, respetivamente, a partir de técnicas moleculares, que não se traduziram em resultados positivos após realização de esfregaços fecais. A sensibilidade das técnicas coprológicas poderá ser aumentada pela análise seriada de amostras fecais (Marks et al., 2004), o que não foi possível neste estudo, dado o carácter aleatório da recolha de amostras. Pelas razões enunciadas os resultados apresentados deste estudo poderão não refletir a prevalência real dos parasitas referidos.

Tritrichomonas foetus

Não foram detetados trofozoítos de *Tritrichomonas foetus* nos 25 felídeos incluídos neste rastreio em que se utilizou o meio de cultura *InPouch™ TF-Feline*. Foram selecionados por apresentarem diarreia ou haver esse sinal nos seus antecedentes e a maior parte tinha idade superior a 1 ano, não se identificando uma raça definida. Nenhum tinha sido submetido a terapêutica antibiótica nas 2 semanas que antecederam a colheita. Resultados idênticos foram encontrados num estudo realizado na Austrália em gatos de abrigo e criação por Bissett et al., (2009) e em outro orientado por Raab et al., (2016), numa população de gatos errantes e de abrigo na Ilha do Príncipe Eduardo, no Canadá. No entanto, tem sido reconhecido recentemente como um dos agentes etiológicos na diarreia crónica em gatos domésticos (Gookin et al., 1999b, 2001, 2004; Levy et al., 2003; Foster et al., 2004), apesar da maioria dos animais infetados, principalmente mais velhos, não expressar sinais clínicos (Holliday et al., 2009; Stockdale et al., 2009; Tolbert & Gookin, 2009; Bell et al., 2010; Xenoulis et al., 2010; Kuehner et al., 2011; Miró et al., 2011; Tysnes et al., 2011). De acordo com a bibliografia consultada, a tritricomonose felina afeta predominantemente gatos jovens (< 1 ano de idade) (Gookin et al., 1999b; Foster et al., 2004; Stockdale et al., 2006, 2009; Gunn-Moore et al., 2007; Bell et al., 2010; Kuehner et al., 2011; Gruffydd-Jones et al., 2013b; Arranz-Solís et al., 2016). Alguns estudos, no entanto, não demonstraram haver associação estatisticamente significativa entre idade e infeção por *T. foetus* (Gookin et al., 2004; Xenoulis et al., 2010; Miró et al., 2011; Tysnes et al., 2011). Curiosamente, num estudo realizado numa população de gatos errantes em Itália, concluiu-se que 67% dos gatos infetados tinha idade superior a 1 ano (Holliday et al., 2009), assim como noutros estudos realizados na Noruega e E.U.A., demonstraram que mais de metade da população estudada e infetada tinha idade superior a 1 ano (Tysnes et al., 2011; Xenoulis et al., 2013). Outra relação discutida tem sido a suscetibilidade à infeção e raça definida (Gookin et al., 1999b, 2004; Stockdale et al., 2006; Gunn-Moore et al., 2007; Frey et al., 2009; Stockdale et al., 2009). Em Itália, Holliday et al., (2009), reportaram uma prevalência de 32% em gatos sem raça definida, mas outros fatores podem confundir esta discussão: a população frequentemente afetada está habitualmente alojada em locais de risco, com elevada densidade populacional (Foster et al., 2004; Gookin et al., 2004; Gunn-Moore et al., 2007; Hale, Norris & Slapeta, 2009; Stockdale et al., 2009; Bell et al., 2010; Miró et al., 2011; Hosein et al., 2013). Nestas circunstâncias haverá maior possibilidade de transmissão do parasita pela via fecal-oral, pela partilha de caixas de areia, realização de *grooming* e no global, por dificuldade em manter adequadas condições higio-sanitárias (Gookin et al., 2004; Bell et al., 2010; Tysnes et al., 2011; Arranz-Solís et al., 2016)

No presente estudo, a seleção dos gatos foi orientada para tentar aumentar a probabilidade de detecção do parasita, tendo sido excluídos os animais submetidos a antibioterapia, o que pode reduzir de modo transitório, o número de trofozoítos nas fezes (Gookin et al., 2001; Tolbert & Gookin, 2009).

A colheita de material fecal foi realizada com zaragatoa. Gookin & Levy (2015), sugerem o recurso a lavagens de cólon para obtenção de amostras com qualidade e quantidade superior, de modo a aumentar a probabilidade de detecção do parasita. No entanto, tal não foi exequível pela falta de meios materiais e de contenção para execução da colheita *in situ*, ou seja, nos gatis. Adicionalmente, Arranz-Solís et al., (2016) defendem a necessidade de diagnóstico a partir de amostras fecais múltiplas devido a uma possível excreção intermitente dos trofozoítos, o que também não foi possível dado o baixo número de kits disponíveis. A técnica de diagnóstico escolhida para a realização deste rastreio foi o meio de cultura *InPouchTM TF-Feline*. Apesar de ser uma técnica de execução fácil e de baixo custo (Raab et al., 2016), apresenta uma sensibilidade de apenas 55-58,8% (Gookin & Dybas, 2009; Yao & Köster, 2015). Só é possível a detecção de trofozoítos, de reconhecida fragilidade, que tenham sobrevivido no período entre a colheita e a observação microscópica, o que limita a utilização destes meios (Frey et al., 2009).

Doi et al., (2011) detetaram infeção por *T. foetus*, por PCR em 8 amostras fecais e apenas uma foi positiva no meio de cultura *InPouchTM TF-Feline*. Admitiu-se neste estudo a possibilidade dos trofozoítos terem morrido durante o transporte, o que poderá ter igualmente acontecido no nosso estudo.

As razões por não terem sido detetados trofozoítos de *T. foetus* nos 25 felídeos estudados, apesar de se ter procedido à avaliação diária do meio de cultura até ao 14º dia, de acordo com a recomendação do fabricante (Bio-Med Diagnostics, MEGACOR Diagnostik GmbH) e os kits terem sido examinados num período máximo de 24h após incubação em estufa, podem ser várias: sobreinfeção bacteriana (ao 4º dia) que pode ser atribuída à inoculação de material fecal inadequado no meio de cultura com consequente produção de gás, que impedisse a visualização (Clothier, Villanueva, Torain, Hult & Wallace, 2015; Raab et al., 2016). Outros fatores evocados relacionam-se com a reconhecida fragilidade dos trofozoítos (curto período de sobrevida à temperatura ambiente, embora estejam descritos períodos de sobrevida até 7 dias (Hale et al., 2009)) e não haver verdadeiras formas de resistência, apenas pseudoquistos que lhes permite sobreviver curtos períodos fora do hospedeiro (Granger et al., 2000; Boggild et al., 2002; Gookin et al., 2004; Raab et al., 2016). Pode efetivamente tratar-se de uma doença emergente (Bissett et al., 2009) e introduzida recentemente no nosso país, como comprovado pelos casos positivos detetados por Valente et al., (2015), Gomes (2015) e

Jacinto (2016), embora também possamos argumentar que o seu diagnóstico tardio comparativamente a outros países se possa dever a desconhecimento da doença ou reconhecimento da sua importância no conjunto da patologia gastrointestinal felina. Neste, como em outros estudos, um resultado negativo pode ser devido à sensibilidade da técnica utilizada, não havendo ainda disponível nenhuma com sensibilidade de 100%, só se considerando seguro um resultado positivo. Teria sido recomendável confirmar todas as amostras por PCR, técnica considerada a “gold standard”, permitindo deteção de trofozoítos vivos ou inviáveis (Gookin et al., 2002, 2004; Stauffer et al., 2008), mas atendendo à sua onerosidade, foi preterida relativamente a outras de menor custo. Perante um resultado negativo, mas com alto índice de suspeição, o teste deve ser repetido (Tolbert & Gookin, 2009; Gookin & Levy, 2015; Arranz-Solís et al., 2016).

Bell et al., (2010) sugerem que os gatos, independentemente de apresentarem sinais de doença, se contatarem com elevado número de outros gatos, em que se tenha detetado infeção por *T. foetus*, devem ser submetidos a análise para deteção de *T. foetus*. Os que não apresentam sinais, constituem importante fonte de contágio para outros, que se mantenham em contato próximo, como em gatis de abrigo e criação.

Céstodes

Os parasitas da família Taeniidae foram identificados em 1,2% (3/260) das amostras fecais e a espécie *Dipylidium caninum* em 0,4% (1/260). Foram usadas as técnicas de flutuação de Willis e sedimentação Fecal. Resultados idênticos, recorrendo às mesmas técnicas, foram publicados na Alemanha: 2,6% (Taeniidae) (Barutzki & Schaper, 2003), Espanha: 3,7% (Taeniidae) (Miró et al., 2004) e Holanda: 1,1% (Taeniidae) (Nijssse et al., 2016). A espécie *D. caninum* foi raramente detetada usando técnicas coprológicas e os estudos publicados mostram igualmente prevalências baixas: Alemanha 0,1% (Barutzki & Schaper, 2003), Espanha 2,6% (Miró et al., 2004) e Lisboa 1,4% (Duarte et al., 2010). No entanto, recorrendo à técnica de necrópsia, vários estudos reportaram prevalências elevadas: na Albânia, Knaus et al., (2011) detetaram 83,3% de *D. caninum* em 18 gatos errantes; nas ilhas Canárias (Espanha) foram publicados valores de 64,6% (Rodríguez-Ponce et al., 2016); e Lisboa 53,1% (Waap et al., 2013). As técnicas coprológicas apresentam baixa sensibilidade no diagnóstico de infeções por céstodes (Boreham & Boreham, 1990; Bourdeau & Beugnet, 1993; Takeuchi-Storm et al., 2015). A excreção intermitente, a eliminação dos ovos no interior de proglotes (Taeniidae) e cápsulas ovígeras (*D. caninum*) são alguns dos fatores apontados para a baixa sensibilidade dessas técnicas (Näreaho et al., 2012; Takeuchi-Storm et al., 2015).

Foram identificadas formas parasitárias da família Taeniidae no distrito de Lisboa, 1,8% (3/169), nos gatis de Alverca, 5%, e Amadora, 2%. Como já referido, nem todos os animais do gatil de Alverca tinham sido desparasitados à entrada do gatil, podendo ter adquirido infeção no exterior pela predação de roedores. No gatil da Amadora, as amostras positivas corresponderam a felídeos, recentemente resgatados, que ainda não tinham sido submetidos a desparasitação. No distrito de Setúbal, no gatil da Moita foi detetada uma amostra parasitada por *D. caninum* e constatou-se que um elevado número de animais estavam parasitados por pulgas, hospedeiros intermediários de *D. caninum*. No entanto, estudos recentes, sugerem que não existe associação significativa entre infestação por pulgas e presença de *D. caninum* (Knaus et al., 2014a), o que se verificou neste estudo.

Alguns responsáveis e voluntários dos gatis não tinham conhecimento pleno da profilaxia mais eficaz e adequada perante doenças parasitárias com potencial zoonótico. A ausência de desparasitação era comum, pelo que foi sugerido a implementação de um plano de desparasitação regular no gatil da Amadora, que tinha registado uma elevada prevalência de infeção por *Toxocara cati* e disponibilizou-se ainda a informação sobre os resultados obtidos nesse gatil. Salienta-se a elevada densidade populacional deste gatil, e o elevado número de voluntários e futuros adoptantes que o frequentam, constituindo uma população em risco de contraírem infeções zoonóticas, se não houver profilaxia adequada.

Capítulo V: Conclusão

O presente estudo constituiu o primeiro rastreio epidemiológico de parasitas gastrointestinais e pulmonares em gatos mantidos em gatis nos distritos de Lisboa e Setúbal, envolvendo um elevado número de amostras fecais.

O objetivo foi a identificação, através de técnicas coprológicas, de parasitas gastro-intestinais e pulmonares, não sendo os primeiros habitualmente objeto de interesse e estudo. Identificaram-se agentes zoonóticos (*Toxocara cati*, Ancylostomatidae, *Cryptosporidium* spp., *Giardia* spp. e Taeniidae) em circulação nos gatis estudados, alertando para a necessidade de implementação e cumprimento de medidas higio-sanitárias adequadas pelos responsáveis/voluntários destes gatis. Comprovou-se a existência de um elevado grau de parasitismo em 7 dos 8 gatis estudados, tendo sido detetadas formas parasitárias em 43,5% das amostras fecais, particularmente da espécie *T. cati* e família Ancylostomatidae (18,1 e 10,4%, respetivamente). Igualmente se identificaram outros agentes zoonóticos pertencentes à família Taeniidae e géneros *Giardia* e *Cryptosporidium* mas com valores de prevalências mais baixos (1,2%, 3,9% e 4,4%, respetivamente).

Estes resultados podem ser justificados pelo elevado número de animais por gatil e consequente proximidade, facilitando a transmissão de parasitas, principalmente dos que têm ciclos de vida diretos, como *T. cati* e *Cystoisospora* spp.

Apesar de ser considerado um parasita emergente, não foi detetada a presença de *T. foetus* nos 25 gatos estudados. Todos os animais submetidos a este rastreio apresentavam história de diarreia crónica e estavam inseridos num ambiente de risco. A baixa sensibilidade da técnica utilizada associada à fragilidade do parasita e o baixo número de gatos estudados, são alguns dos fatores que poderão ter interferido nos resultados.

As lesões observadas *post-mortem* nos três gatos infetados por *A. abstrusus*, permitiram complementar o conhecimento sobre a natureza das lesões e gravidade, dada a raridade dos estudos *post-mortem* em gatos infetados em Portugal.

A dependência financeira dos gatis de abrigo por donativos, dificulta a implementação de medidas profiláticas e de controlo eficazes e impedem a erradicação de parasitoses com evidente repercussão na Saúde e Bem-Estar Animal e na Saúde Pública em geral. A divulgação e implementação dessas medidas, o estabelecimento de profilaxia dos voluntários/tratadores em contato com os animais e a sensibilização da comunidade médico-veterinária perante a elevada prevalência de doenças parasitárias em gatis, irão contribuir para um controlo mais eficaz.

Sublinha-se a necessidade de continuação de estudos epidemiológicos nas várias populações de felídeos em Portugal atendendo à necessidade de um aprofundamento deste conhecimento a nível regional e nacional.

Capítulo VI: Bibliografía

- Abu-Madi, M. A., Behnke, J. M., Prabhaker, K. S., Al-Ibrahim, R. & Lewis, J. W. (2010). Intestinal helminths of feral cat populations from urban and suburban districts of Qatar. *Veterinary Parasitology*, 168, 284-292.
- Alho, A. M., Nabais, J. & Madeira de Carvalho, L. M. (2013). A importância da Técnica de Baermann na clínica de pequenos animais. *Clínica Animal*, Vol.1, Nº3, 24-27.
- Alonso de Vega, F. (2001). Parte VI: parasitosis del perro y del gato - parasitosis del aparato digestivo: Giardiosis. Em Cordero del Campillo, M., Vazquez, F. A. R., Fernandez, A. R. M., Acedo, M. C. S., Rodriguez, S. H., Lopez-Cozar, I. N., Baños, P. D., Romero, H. Q. & Varela, M. C., *Parasitología Veterinaria*. (2ª ed.). (pp. 620-623). Madrid: McGraw-Hill Interamericana de España.
- Anderson, R. C. (2000). The superfamily metastrongyloidea. Em Anderson, R. C., *Nematode parasites of vertebrates: their development and transmission*. (2nd ed.). (pp. 129-172). New York: CABI Publishing.
- Annoscia, G., Latrofa, M. S., Campbell, B. E., Giannelli, A., Ramos, R. A., Dantas-Torres, F., Brianti, E. & Otranto, D. (2014). Simultaneous detection of the feline lungworms *Troglostrongylus brevior* and *Aelurostrongylus abstrusus* by a newly developed duplex-PCR. *Veterinary Parasitology*, 199, 172-178.
- Arranz-Solís, D., Pedraza-Díaz, S., Miró, G., Rojo-Montejo, S., Hernández, L., Ortega-Mora, L. M. & Collantes-Fernández, E. (2016). *Tritrichomonas foetus* infection in cats with diarrhea from densely housed origins. *Veterinary Parasitology*, 221, 118-122.
- Arru, E., Garippa, G. & Manger, B. R. (1990). Efficacy of epsiprantel against *Echinococcus granulosus* infections in dogs. *Research in Veterinary Science*, 49(3), 378-379.
- Ballweber, L. R. (2001). *The Practical Veterinarian – Veterinary Parasitology*. (1st ed.). Woburn, Massachussets, E.U.A.: Butterworth -Heinemann.
- Baltazar, S. C. (2010). *Mapas bioclimáticos de Lisboa*. Dissertação de Mestrado em Geografia Física e Ordenamento do Território. Lisboa: Instituto de Geografia e Ordenamento do Território - Universidade de Lisboa.
- Baños, P. D., Baños, N. D. & Pelayo, M. P. M. (2001). Parte VI: parasitosis del perro y del gato - parasitosis del aparato digestivo: nematodosis: toxocarosis, toxascariosis, ancilostomatidosis, tricuriosis, estrogiloidosis, espirocercosis y olulanosis. Em Cordero del Campillo, M., Vazquez, F. A. R., Fernandez, A. R. M., Acedo, M. C. S., Rodriguez, S. H., Lopez-Cozar, I. N., Baños, P. D., Romero, H. Q. & Varela, M. C., *Parasitología Veterinaria*. (2ª ed.). (pp. 636-651). Madrid: McGraw-Hill Interamericana de España.
- Barr, S. C., Jamrosz, G. F., Hornbuckle, W. E., Bowman, D. D. & Fayer, R. (1994). Use of paromomycin for treatment of cryptosporidiosis in a cat. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 205, 1742-1743.

- Barr, S. C. (2006). Enteric protozoal infections: cryptosporidiosis and cyclosporiasis. Em Greene, C. E., *Infectious Diseases of the Dog and Cat*. (3rd ed.). (pp. 785-793). St Louis, Missouri: Elsevier Saunders.
- Barr, S. C. (2006). Enteric protozoal infections: giardiasis. Em Greene, C. E., *Infectious Diseases of the Dog and Cat*. (3rd ed.). (pp. 736-742). St Louis, Missouri: Elsevier Saunders.
- Barrs, V. R., Swinney, G. R., Martin, P. & Nicoll, R. G. (1999). Concurrent *Aelurostrongylus abstrusus* infection and salmonellosis in a kitten. *Australian Veterinary Journal*, 77, 229-232.
- Barutzki, D. & Schaper, R. (2003). Endoparasites in Dogs and Cats in Germany 1999-2002. *Parasitology Research*, 90, 148-150.
- Barutzki, D. & Schaper, R. (2011). Results of parasitological examinations of faecal samples from cats and dogs in Germany between 2003 and 2010. *Parasitology Research*, 109, 45-60.
- Barutzki, D. & Schaper, R. (2013). Occurrence and regional distribution of *Aelurostrongylus abstrusus* in cats in Germany. *Parasitology Research*, 112, 855-861.
- Becker, A. C., Rohen, M., Epe, C. & Schnieder, T. (2012). Prevalence of endoparasites in stray and fostered dogs and cats in northern Germany. *Parasitology Research*, 111(2), 849-857.
- Bell, E. T., Gowan, R. A., Lingard, A. E., McCoy, R. J., Slapeta, J. & Malik, R. (2010). Naturally occurring *Tritrichomonas foetus* infections in Australian cats: 38 cases. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 12(12), 889-898.
- Bennett, M., Baxby, D., Blundell, N., Gaskell, C. J., Hart, C. A. & Kelly, D. F. (1985). Cryptosporidiosis in the domestic cat. *Veterinary Record*, 116, 73-74.
- Beser, J., Toresson, L., Eitrem, R., Troell, K., Winiecka-Krusnell, J. & Lebbad, M. (2015). Possible zoonotic transmission of *Cryptosporidium felis* in a household. *Infection Ecology & Epidemiology*, 6(5), 28463.
- Beugnet, F., Bourdeau, P., Chalvet-Monfray, K., Cozma, V., Farkas, R., Guillot, J., Halos, L., Joachim, A., Losson, B., Miró, G., Otranto, D., Renaud, M. & Rinaldi, L. (2014). Parasites of domestic owned cats in Europe: co-infestations and risk factors. *Parasites & Vectors*, 7(1), 291.
- Bissett, S. A., Stone, M. L., Malik, R., Norris, J. M., O'Brien, C., Mansfield, C. S., Nicholls, J. M., Griffin, A. & Gookin, J. L. (2009). Observed occurrence of *Tritrichomonas foetus* and other enteric parasites in Australian cattery and shelter cats. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 11(10), 803-807.
- Boggild, A. K., Sundermann, C. A. & Estridge, B. H. (2002). Localization of post-translationally modified α -tubulin and pseudocyst formation in tritrichomonads. *Parasitology Research*, 88, 468-474.

- BonDurant, R. H. (1985). Diagnosis, treatment and control of bovine trichomoniasis. *Compendium on Continuing Education for the Practising Veterinarian*, 7, S179-S188.
- Boreham, R. E. & Boreham, P. F. L. (1990). *Dipylidium caninum*: life cycle, epizootiology, and control. *Compendium of Continuing Education for the Practicing Veterinarian*, 12, 667-673.
- Bourdeau, P. & Beugnet, F. (1993). Téniasis des carnivores domestiques. *Recueil de Médecine Vétérinaire*, 169, 353-368.
- Bowman, D. D., Hendrix, C. M., Lindsay, D. S. & Barr, S. C. (2002). *Feline clinical parasitology*. Ames: Iowa State University Press.
- Bowman, D. D., Lynn, R. C., Eberhard, M. L. & Alcaraz, A. (2006). *Parasitologia Veterinária de Georgis*. (8^a ed.). Tamboré, São Paulo: Manole Ltda.
- Bowman, D. D. (2014). *Georgis' Parasitology for Veterinarians*. (10th ed.). St. Louis, Missouri: Elsevier Saunders.
- Brianti, E., Giannetto, S., Dantas-Torres, F. & Otranto, D. (2014). Lungworms of the genus *Troglostrongylus* (Strongylida: Crenosomatidae): neglected parasites for domestic cats. *Veterinary Parasitology*, 202(3-4), 104-112.
- Briggs, K. R., Yaros, J. P., Liotta, J. L., Lucio-Forster, A., Lee, A. C. & Bowman, D. D. (2013). Detecting *Aelurostrongylus abstrusus*-specific IgG antibody using an immunofluorescence assay. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 15, 1114-1118.
- Buffington, C. A. (2002). External and internal influences on disease risk in cats. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 220(7), 994-1002.
- Burgu, A. & Sarmehmetoglu, O. (2004). *Aelurostrongylus abstrusus* infection in two cats. *Veterinary Record*, 154, 602-604.
- Burrows, R. B. (1962). Comparative morphology of *Ancylostoma tubaeforme* (Zeder, 1800) and *Ancylostoma caninum* (Ercolani, 1859). *Journal of Parasitology*, 48, 715-718.
- Capári, B., Hamel, D., Visser, M., Winter, R., Pfister, K. & Rehbein, S. (2013). Parasitic infections of domestic cats, *Felis catus*, in western Hungary. *Veterinary Parasitology*, 192, 33-42.
- Casemore, D. P., Armstrong, M. & Sands, R. L. (1985). Laboratory diagnosis of cryptosporidiosis. *Journal of Clinical Pathology*, 38(12), 1337-1341.
- Caylor, K. B., & Cassimatis, M. K. (2001). Metronidazole neurotoxicosis in two cats. *Journal of the american animal hospital association*, 37, 258-262.
- Cepiecha, V., Svoboda, M., Cepicka, I., Husník, R., Horácková, K. & Svobodová, V. (2013). InPouch™ TF-Feline medium is not specific for *Tritrichomonas foetus*. *Veterinary Parasitology*, 196, 503-505.

- Clothier, K. A., Villanueva, M., Torain, A., Hult, C. & Wallace, R. (2015). Effects of bacterial contamination of media on the diagnosis of *Tritrichomonas foetus* by culture and real-time PCR. *Veterinary Parasitology*, 208(3-4), 143-149.
- Colella, V., Giannelli, A., Brianti, E., Ramos, R. A. N., Cantacessi, C., Dantas-Torres, F., & Otranto, D. (2015). Feline lungworms unlock a novel mode of parasite transmission. *Scientific Reports*, 5, 13105.
- Companion Animal Parasite Council. (April, 2013). *CAPC Current Advice on Parasite Control: intestinal parasites – Giardia*.
- Conboy, G. (2009). Helminth parasites of the canine and feline respiratory tract. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*, 39, 1109-1126.
- Corrales, G. M. (2001). Parte VI: parasitosis del perro y del gato - parasitosis del aparato digestivo: coccidiosis (s.l.). amebosis. balantidiosis. Em Cordero del Campillo, M., Vazquez, F. A. R., Fernandez, A. R. M., Acedo, M. C. S., Rodriguez, S. H., Lopez-Cozar, I. N., Baños, P. D., Romero, H. Q. & Varela, M. C. *Parasitología veterinaria*. (2ª ed.). (pp. 615-620). Madrid: McGraw-Hill Interamericana de España.
- Dahlgren, S. S., Gjerde, B. & Pettersen, H. Y. (2007). First record of natural *Tritrichomonas foetus* infection of the feline uterus. *Journal of Small Animal Practice*, 48, 654-657.
- de Carneri, I. & Castellino, S. (1964). Incapacita delle larve di *Ancylostoma tubaeforme* di provocare dermatiti nell'uomo. *Rivista di Parassitologia*, 25, 31-24.
- de Oliveira Lemos, F., Almosny, N. P., Soares, A. M. & Alencar, N. X. (2012). *Cryptosporidium* species screening using Kinyoun technique in domestic cats with diarrhea. *Journal of feline medicine and surgery*, 14(2), 113-117.
- Deplazes, P., van Knapen, F., Schweiger, A. & Overgaaauw, P. A. (2011). Role of pet dogs and cats in the transmission of helminthic zoonoses in Europe, with a focus on echinococcosis and toxocarosis. *Veterinary Parasitology*, 182(1), 41-53.
- Deplazes, P. (2015). Internal parasitoses of cats: echinococcoses. Em F. Beugnet & L. Halos (Edits.), *Parasitoses & Vector Borne Diseases of Cats*. (pp. 51-55). Lyon: Merial.
- Di Cesare, A., Frangipane di Regalbono, A., Tessarin, C., Seghetti, M., Iorio, R., Simonato, G. & Traversa, D. (2014). Mixed infection by *Aelurostrongylus abstrusus* and *Troglostrongylus brevior* in kittens from the same litter in Italy. *Parasitology Research*, 113, 613-618.
- Di Cesare, A., Veronesi, F. & Traversa, D. (2015). Felid lungworms and heartworms in Italy: more questions than answers? *Trends in Parasitology*, 31(12), 665-675.
- Diakou, A., Di Cesare, A., Barros, L. A., Morelli, S., Halos, L., Beugnet, F. & Traversa, D. (2015). Occurrence of *Aelurostrongylus abstrusus* and *Troglostrongylus brevior* in domestic cats in Greece. *Parasites & Vectors*, 8, 590.
- Dirven, M., Szatmári, V., van den Ingh, T. & Nijse, R. (2012). Reversible pulmonary hypertension associated with lungworm infection in a young cat. *Journal of Veterinary Cardiology*, 14(3), 465-474.

- Doi, J., Hirota, J., Morita, A., Fukushima, K., Kamijyo, H., Ohta, H., Yamasaki, M., Takahashi, T., Katakura, K. & Oku, Y. (2011). Intestinal *Tritrichomonas suis* (= *T. foetus*) infection in Japanese cats. *Journal of Veterinary Medical Science*, 74(4), 413-417.
- Dorchies, P. & Guitton, C. (1993). Les ascaridoses des carnivores domestiques. *Recueil de Médecine Vétérinaire*, 169(5-6), 333-343.
- Dryden, M. W., Payne, P. A. & Smith, V. (2006). Accurate diagnosis of *Giardia* spp. and proper fecal examination procedures. *Veterinary therapeutics: Research in Applied Veterinary Medicine*, 7(1), 4-14.
- Duarte, A., Castro, I., Pereira da Fonseca, I. M., Almeida, V., Madeira de Carvalho, L. M., Meireles, J., Fazendeiro, M. I., Tavares, L. & Vaz, Y. (2010). Survey of infectious and parasitic diseases in stray cats at the Lisbon Metropolitan Area, Portugal. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 12, 441-446.
- Dubey, J. P. & Greene, C. E. (2006). Enteric coccidiosis. Em Greene, C. E., *Infectious Diseases of the Dog and Cat*. (3rd ed.). (pp. 775-784). St Louis, Missouri: Elsevier Saunders.
- Eberhard, M. L. & Alfano, E. (1998). Adult *Toxocara cati* infections in U.S. children: Report of four cases. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 59, 404-406.
- European Scientific Counsel Companion Animal Parasites. (September, 2010). ESCCAP Guideline 1 – Worm Control in Dogs and Cats. (2nd ed.).
- European Scientific Counsel Companion Animal Parasites. (August, 2011). ESCCAP Guideline 6 - Control of Intestinal Protozoa in Dogs and Cats.
- Faustino, A. & Dias-Pereira, P. (2016). Técnica de necrópsia de mamíferos monogástricos. Em Peleteiro, M. C., Silva, J. F., Dias-Pereira, P., Carvalho, T., Faustino, A., Correia, J., Pissarra, H. & Stilwell, G., *Manual de Necrópsia Veterinária*. (pp. 39-56). LIDEL.
- Fayer, R., Speer, C. A. & Dubey, J. R. (1990). General biology of *Cryptosporidium*. Em Dubey, J. R., Speer, C. A. & Fayer, R. (Edits.), *Cryptosporidiosis of man and animals*. (pp. 1-29). Boca Raton, Fla: CRC Press.
- Fayer, R., Morgan, U. & Upton, S. J. (2000). Epidemiology of *Cryptosporidium*: transmission, detection and identification. *International Journal for Parasitology*, 30, 1305-1322.
- Felleisen, R. S. J. (1999). Host-parasite interaction in bovine infection with *Tritrichomonas foetus*. *Microbes and Infection*, 1, 807-816.
- Ferreira, F. S., Pereira-Baltasar, P., Parreira, R., Padre, L., Vilhena, M., Távira, L. T., Atouguia, J. & Centeno-Lima, S. (2011). Intestinal parasites in dogs and cats from the district of Évora, Portugal. *Veterinary Parasitology*, 179, 242-245.
- Fisher, M. (2003). *Toxocara cati*: an underestimated zoonotic agent. *Trends in Parasitology*, 19(4), 167–170.

- Foster, D. M., Gookin, J. L., Poore, M. F., Stebbins, M. E. & Levy, M. G. (2004). Outcome of cats with diarrhea and *Tritrichomonas foetus* infection. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 225(6), 888-892.
- Frenkel, J. K. & Dubey, J. P. (1972). Rodents as vectors for feline coccidia, *Isospora felis* and *Isospora rivolta*. *The Journal of Infectious Diseases*, 125(1), 69-72.
- Frey, C. F., Schild, M., Hemphill, A., Stünzi, P., Müller, N., Gottstein, B. & Burgener, I. A. (2009). Intestinal *Tritrichomonas foetus* infection in cats in Switzerland detected by in vitro cultivation and PCR. *Parasitology Research*, 104(4), 783-788.
- Gaglio, G., Cringoli, G., Rinaldi, L., Brianti, E. & Giannetto, S. (2008). Use of the FLOTAC technique for the diagnosis of *Aelurostrongylus abstrusus* in the cat. *Parasitology Research*, 103, 1055-1057.
- Garcia, L. S. & Shimizu, R. Y. (1997). Evaluation of nine immunoassay kits (enzyme immunoassay and direct fluorescence) for the detection of *Giardia lamblia* and *Cryptosporidium parvum* in human fecal specimens. *Journal of Clinical Microbiology*, 35, 1526–1529.
- Genchi, M., Ferrari, N., Fonti, P., De Francesco, I., Piazza, C. & Viglietti, A. (2014). Relation between *Aelurostrongylus abstrusus* larvae excretion, respiratory and radiographic signs in naturally infected cats. *Veterinary Parasitology*, 206, 182-187.
- Gerdin, J. A., Slater, M. R., Makolinski, K. V., Looney, A. L., Appel, L. D., Martin, N. M. & McDonough, S. P. (2011). *Post-mortem* findings in 54 cases of anesthetic associated death in cats from two spay-neuter programs in New York state. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 13, 959-966.
- Gevrey, J. (1993). Les ankylostomidoses des carnivores domestiques. *Recueil de Médecine Vétérinaire*, 169, 345-352.
- Giannelli, A., Brianti, E., Varcasia, A., Colella, V., Tamponi, C., Di Paola, G., Knaus, M., Halos, L., Beugnet, F. & Otranto, D. (2015a). Efficacy of Broadline® spot-on against *Aelurostrongylus abstrusus* and *Troglostrongylus brevior* lungworms in naturally infected cats from Italy. *Veterinary Parasitology*, 209, 273-277.
- Giannelli, A., Colella, V., Abramo, F., do Nascimento Ramos, R. A., Falsone, L., Brianti, E., Varcasia, A., Dantas-Torres, F., Knaus, M., Fox, M. T. & Otranto, D. (2015b). Release of lungworm larvae from snails in the environment: potential for alternative transmission pathways. *PLoS Neglected Tropical Diseases* 9(4), e0003722.
- Gomes, T. R. V. (2015). *Clínica de animais de companhia*. Relatório de estágio em Mestrado Integrado em Medicina Veterinária. Universidade de Évora: Escola de Ciências e Tecnologias – Departamento de Medicina Veterinária.
- Gookin, J. L., Riviere, J. E., Gilger, B. C. & Papich, M. G. (1999a). Acute renal failure in four cats treated with paromomycin. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 215, 1821-1823.

- Gookin, J. L., Breitschwerdt, E. B., Levy, M. G., Gager, R. B. & Benrud, J. G. (1999b). Diarrhea associated with trichomonosis in cats. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 215(10), 1450-1454.
- Gookin, J. L., Levy, M. G., Law, J. M., Papich, M. G., Poore, M. F. & Breitschwerdt, E. B. (2001). Experimental infection of cats with *Tritrichomonas foetus*. *American Journal of Veterinary Research*, 62, 1690-1697.
- Gookin, J. L., Birkenheuer, A. J., Breitschwerdt, E. B. & Levy, M. G. (2002). Single-tube nested PCR for detection of *Tritrichomonas foetus* in feline feces. *Journal of clinical microbiology*, 40(11), 4126-4130.
- Gookin, J. L., Foster, D. M., Poore, M. F., Stebbins, M. E. & Levy, M. G. (2003). Use of a commercially available culture system for diagnosis of *Tritrichomonas foetus* infection in cats. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 222(10), 1376-1379.
- Gookin, J. L., Stebbins, M. E., Hunt, E., Burlone, K., Fulton, M., Hochel, R., Talaat, M., Poore, M. & Levy, M. G. (2004). Prevalence of and risk factors for feline *Tritrichomonas foetus* and *Giardia* infection. *Journal of Clinical Microbiology*, 42(6), 2707-2710.
- Gookin, J. L., Copple, C. N., Papich, M. G., Poore, M. F., Stauffer, S. H., Birkenheuer, A. J., Twedt, D. C. & Levy, M. G. (2006). Efficacy of ronidazole for treatment of feline *Tritrichomonas foetus* infection. *Journal of Veterinary Internal Medicine*, 20(3), 536-543.
- Gookin, J. L. & Dybas, D. (2009). *An owners guide to diagnosis and treatment of cats infected with Tritrichomonas foetus*. Acedido em 20 de Setembro de 2016, disponível em: <https://cvm.ncsu.edu/wp-content/uploads/2016/05/ownersguide-to-feline-t-foetus.pdf>
- Gookin, J. L., Stauffer, S. H., Dybas, D. & Cannon, D. H. (2010). Documentation of in vivo and in vitro aerobic resistance of feline *Tritrichomonas foetus* isolates to ronidazole. *Journal of Veterinary Internal Medicine*, 24(4), 1003-1007.
- Gookin, J. L. & Levy, M. G. (2015). Internal parasitoses of cats: trichomonosis. Em F. Beugnet & L. Halos (Edits.), *Parasitoses & Vector Borne Diseases of Cats*. (pp. 57-65). Lyon: Merial.
- Grandi, G., Calvi, L. E., Venco, L., Paratici, C., Genchi, C., Memmi, D. & Kramer, L. H. (2005). *Aelurostrongylus abstrusus* (cat lungworm) infection in five cats from Italy. *Veterinary Parasitology*, 134, 177-182.
- Granger, B. L., Warwood, S. J., Benchimol, M. & De Souza, W. (2000). Transient invagination of flagella by *Tritrichomonas foetus*. *Parasitology Research*, 86(9), 699-709.
- Greene, C. E. (2006). *Infectious Diseases of the Dog and Cat*. (3rd ed.). St Louis, Missouri: Elsevier Saunders.

- Gregory, G. G. & Munday, B. L. (1976). Internal parasites of feral cats from the Tasmanian Midlands and King Island. *Australian Veterinary Journal*, 52, 317-320.
- Gruffydd-Jones, T., Addie, D., Belák, S., Boucraut-Baralon, C., Egberink, H., Frymus, T., Hartmann, K., Hosie, M. J., Lloret, A., Lutz, H., Marsilio, F., Möstl, K., Pennisi, M. G., Radford, A. D., Thiry, E., Truyen, U. & Horzinek, M. C. (2013a). Giardiasis in cats: ABCD guidelines on prevention and management. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 15, 650-652.
- Gruffydd-Jones, T., Addie, D., Belák, S., Boucraut-Baralon, C., Egberink, H., Frymus, T., Hartmann, K., Hosie, M. J., Lloret, A., Lutz, H., Marsilio, F., Möstl, K., Pennisi, M. G., Radford, A. D., Thiry, E., Truyen U. & Horzinek, M. C. (2013b). Tritrichomoniasis in cats: ABCD guidelines on prevention and management. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 15(7), 647-649.
- Gunn-Moore, D. A., McCann, T. M., Reed, N., Simpson, K. E. & Tennant, B. (2007). Prevalence of *Tritrichomonas foetus* infection in cats with diarrhoea in the UK. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 9(3), 214-218.
- Gunn-Moore, D. & Lalor, S. (2011). Treatment of diarrhoea in cats caused by *Tritrichomonas foetus*. *Veterinary Record*, 168(2), 56-57.
- Hale, S., Norris, J. M. & Slapeta, J. (2009). Prolonged resilience of *Tritrichomonas foetus* in cat faeces at ambient temperature. *Veterinary Parasitology*, 166, 60-65.
- Hamilton, J. M. (1963). *Aelurostrongylus abstrusus* infestation of the cat. *Veterinary Record*, 75, 417-422.
- Hart, M. L., Suchodolski, J. S., Steiner, J. M. & Webb, C. B. (2012). Open-label trial of a multi-strain symbiotic in cats with chronic diarrhea. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 14(4), 240-245.
- Headley, S. A. (2005). *Aelurostrongylus abstrusus* induced pneumonia in cats: pathological and epidemiological findings of 38 cases (1987-1996). *Semina: Ciências Agrárias, Londrina*, 26, 373-380.
- Hildreth, M. B., Johnson, M. D. & Kazacos, K. R. (1991). *Echinococcus multilocularis*: a zoonosis of increasing concern in the United States. *Compendium of Continuing Education for the Practising Veterinarian*, 13, 727-740.
- Holliday, M., Deni, D. & Gunn-Moore, D. A. (2009). *Tritrichomonas foetus* infection in cats with diarrhoea in a rescue colony in Italy. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 11(2), 131-134.
- Hoopes, J. H., Polley, L., Wagner, B. & Jenkins, E. J. (2013). A retrospective investigation of feline gastrointestinal parasites in western Canada. *The Canadian Veterinary Journal*, 54(4), 359-362.
- Hosein, A., Kruth, S. A., Pearl, D. L., Richardson, D., Maggs, J. C., Peach, H. A. & Peregrine, A. S. (2013). Isolation of *Tritrichomonas foetus* from cats sampled at a cat clinic, cat shows and a humane society in southern Ontario. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 15(8), 706-711.

- Huang, D. B. & White, A. C. (2006). An update review on *Cryptosporidium* and *Giardia*. *Gastroenterology Clinics of North America*, 35(2), 291-314, viii.
- Iannino, F., Iannetti, L., Paganico, D. & Vulpiani, M. (2013). Evaluation of the efficacy of selamectin spot-on in cats infested with *Aelurostrongylus abstrusus* (Strongylida, Filariodidae) in a central Italy cat shelter. *Veterinary Parasitology*, 197, 258-262.
- IPMA. (2015). IPMA – Instituto português do mar e da atmosfera. Acedido a 14 Setembro, 2016 de: <http://www.ipma.pt/pt/publicacoes/boletins.jsp?cmbDep=cli&cmbTema=pcl&cmbAno=2015&idDep=cli&idTema=pcl&curAno=2015>
- Iseki, M. (1979). *Cryptosporidium felis* sp. N. (Protozoa: Eimeriorina) from the domestic cat. *Japanese Journal of Parasitology*, 28, 285-307.
- Jacinto, A. G. (2016). *Rastreio Parasitológico de Tritrichomonas foetus em gatos*. Dissertação de Mestrado Integrado em Medicina Veterinária. Lisboa: Faculdade de Medicina Veterinária – Universidade de Lisboa.
- Jefferies, R., Vrhovec, M. G., Wallner, N. & Catalan, D. R. (2010). *Aelurostrongylus abstrusus* and *Troglostrongylus* sp. (Nematoda: Metastrongyloidea) infections in cats inhabiting Ibiza, Spain. *Veterinary Parasitology*, 173, 344-348.
- Joachim, A. & Hinney, B. (2015). Internal parasitoses of cats: intestinal coccidiosis. Em F. Beugnet & L. Halos (Edits.), *Parasitoses & Vector Borne Diseases of Cats*. (pp. 75-85). Lyon: Merial.
- Johnston, S. P., Ballard, M. M., Beach, M. J., Causer, L. & Wilkins, P. P. (2003). Evaluation of three commercial assays for detection of *Giardia* and *Cryptosporidium* organisms in fecal specimens. *Journal of Clinical Microbiology*, 41(2), 623-626.
- Jordan, H. E. (1956). *Trichomonas* spp. in feline: a case report. *Veterinary Medicine*, 51, 23-24.
- Keith, C. L., Radecki, S. V. & Lappin, M. R. (2003). Evaluation of fenbendazole for treatment of *Giardia* infection in cats concurrently infected with *Cryptosporidium parvum*. *American Journal of Veterinary Research*, 64(8), 1027-1029.
- Kessel, J. F. (1928). Trichomoniasis in kittens. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*, 22(1), 61-80.
- Kingsbury, D. D., Marks, S. L., Cave, N. J. & Grahn, R. A. (2010). Identification of *Tritrichomonas foetus* and *Giardia* spp. infection in pedigree show cats in New Zealand. *The New Zealand Veterinary Journal*, 58(1), 6-10.
- Kirby-Smith, J. L., Dove, W. E. & White, G. F. Creeping eruption. (1926). *Archives of Dermatology and Syphilology*, 13, 137-173.
- Kirkpatrick, C. E. (1986). Feline giardiasis: a review. *Journal of Small Animal Practice*, 27, 69-80.

- Knaus, M., Kusi, I., Rapti, D., Xhaxhiu, D., Winter, R., Visser, M. & Rehbein, S. (2011). Endoparasites of cats from the Tirana area and the first report on *Aelurostrongylus abstrusus* (Railliet, 1898) in Albania. *Wiener Klinische Wochenschrift*, 123(1), 31-35.
- Knaus, M., Dhimitër, R., Shukullari, E., Kusi, I., Postoli, R., Xhaxhiu, D., Silaghi, C., Hamel, D., Visser, M., Winter, R. & Rehbein, S. (2014a). Characterisation of ecto and endoparasites in domestic cats from Tirana, Albania. *Parasitology Research*, 113, 3361-3371.
- Knaus, M., Chester, S. T., Rosentel, J., Kühnert, A. & Rehbein, S. (2014b). Efficacy of a novel topical combination of fipronil, (S)-methoprene, eprinomectin and praziquantel against larval and adult stages of the cat lungworm, *Aelurostrongylus abstrusus*. *Veterinary Parasitology*, 202, 64-68.
- Kopp, S. R., Kotze, A. C., McCarthy, J. S. & Coleman, G. T. (2007). High-level pyrantel resistance in the hookworm *Ancylostoma caninum*. *Veterinary Parasitology*, 143(3-4), 299-304.
- Kuehner, K., Marks, S. L., Kass, P. H., Sauter-Louis, C., Grahn, R. A., Barutzki, D. & Hartmann, K. (2011). *Tritrichomonas foetus* infection in purebred cats in Germany: prevalence of clinical signs and the role of co-infection with other enteroparasites. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 13(4), 251-258.
- Lacorcía, L., Gasser, R. B., Anderson, G. A. & Beveridge, I. (2009). Comparison of bronchoalveolar lavage fluid examination and other diagnostic techniques with the Baermann technique for detection of naturally occurring *Aelurostrongylus abstrusus* infection in cats. *Journal of the american veterinary medical association*, 235, 43-39.
- Lappin, M. R., Dowers, K., Edsell, D., Taton-Allen, G. & Cheney, J. (1997). Cryptosporidiosis and inflammatory bowel disease in a cat. *Feline Practice*, 25(3), 10-13.
- Lappin, M. R., Jensen, W. A. & Taton-Allen, G. (2002). Comparison of Zn SO₄ centrifugation, a fecal antigen assay, and an immunofluorescent antigen assay for diagnosis of giardiasis in cats. *Journal of Veterinary Internal Medicine*, 16, 345. Abstract.
- Lappin, M. R. (2010). Update on the diagnosis and management of *Isospora* spp infections in dogs and cats. *Topics in Companion Animal Medicine*, 25(3), 133-135.
- Lefkaditis, M. A., Pastiu, A. I., Rodi-Buriel, A., Sossidou, A. V., Panorias, A. H., Eleftheriadis, T. G., Cozma, V. & Mihalca, A. D. (2014). Helminth burden in stray cats from Thessaloniki, Greece. *Helminthologia*, 51(1), 73-76.
- LeVine, D. N., Papich, M. G., Gookin, J. L., Davidson, G. S., Davis, J. L. & Hayes, R. B. (2011). Ronidazole pharmacokinetics after intravenous and oral immediate-release capsule administration in healthy cats. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 13(4), 244-250.
- Levy, M. G., Gookin, J. L., Poore, M. F., Birkenheuer, A. J., Dykstra, M. J. & Litaker, R. W. (2003). *Tritrichomonas foetus* and not *Pentatrichomonas hominis* is the etiologic agent of feline trichomonal diarrhea. *Journal of Parasitology*, 89(1), 99-104.

- Lindergard, G., Nydam, D. V., Wade, S. E., Schaaf, S. L. & Mohammed, H. O. (2003). A novel multiplex polymerase chain reaction approach for detection of four human infective *Cryptosporidium* isolates: *Cryptosporidium parvum*, types H and C, *Cryptosporidium canis*, and *Cryptosporidium felis* in fecal and soil samples. *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation*, 15, 262-267.
- Little, S. E., Johnson, E. M., Lewis, D., Jaklitsch, R. P., Payton, M. E., Blagburn, B. L., Bowman, D. D., Moroff, S., Tams, T., Rich, L. & Aucoin, D. (2009). Prevalence of intestinal parasites in pet dogs in the United States. *Veterinary Parasitology*, 166(1-2), 144-152.
- Lindsay, D. S. & Zajac, A. M. (2004). *Cryptosporidium* infections in cats and dogs. *Compendium of Continuing Education for the Practising Veterinarian*, 26, 864-874.
- Ma, P. & Soave, R. (1983). Three-step stool examination for cryptosporidiosis in 10 homosexual men with protracted watery diarrhea. *Journal of Infectious Disease*, 147(5), 824-828.
- Madeira de Carvalho, L. M., Pereira da Fonseca, I. M., Rosário, M. A. R., Soares, M. J. A., Gomes, L. M. N., Meireles, J. A. F. S. & Fazendeiro, M. I. (2005a). Dermatoses parasitárias em pequenos animais. Casuística de 1999-2004 do Laboratório de Doenças Parasitárias da FMV. *XXIX Jornadas Médicas-Veterinárias da FMV, Oncologia, Dermatologia e Oftalmologia em Pequenos Animais. 15-17 Abril 2005, FMV/UTL* (p. 3).
- Madeira de Carvalho, L. M., Carreira, M. C. P., Santos, S. G., Pereira da Fonseca, I. M., Afonso-Roque, M. M. & Fazendeiro, M. I. (2005b). *Toxocarose/Larva Migrante Visceral – um problema de saúde pública urbano? Situação epidemiológica na área da Grande Lisboa* (Vol. 1). Lisboa.
- Madeira de Carvalho, L. M., Pereira da Fonseca, I. M., Gomes, L. & Meireles, J. M. (2009). Lungworms in domestic and wild carnivores in Portugal: rare parasites or rarely diagnosed. *Bayer angiostrongylosis forum*, Porto, Portugal, 9 September 2009, p. 28. Leverkusen, Germany: Bayer animal Health GmbH.
- Mancianti, F., Nardoni, S., Mugnaini, L., Zambernardi, L., Guerrini, A., Gazzola, V. & Papini, R. A. (2015). A retrospective molecular study of select intestinal protozoa in healthy pet cats from Italy. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 17(2), 163-167.
- Manning, K. (2010). Update on the diagnosis and management of *Tritrichomonas foetus* infection in cats. *Topics in Companion Animal Medicine*, 25(3), 145-148.
- Mardell, E. J. & Sparkes, A. H. (2006). Chronic diarrhoea associated with *Tritrichomonas foetus* infection in a British cat. *Veterinary Record*, 158, 765-766.
- Marks, S. L., Hanson, T. E., Melli, A. C. (2004) Comparison of direct immunofluorescence, modified acid-fast staining, and enzyme immunoassay techniques for detection of *Cryptosporidium* species in naturally exposed kittens. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 225, 1549-1553.

- Marks, S. L. (2016). Infectious diseases: rational approach to diagnosing and managing infectious causes of diarrhea in kittens. Em Little, S. (Edit.), *August's Consultations in Feline Internal Medicine, Volume 7*. (7th ed.). (pp. 1-22). St. Louis, MO: Elsevier.
- Matthews, B. E. (1985). The influence of temperature and osmotic stress on the development and eclosion of hookworm eggs. *Journal of Helminthology*, 59(3), 217-224.
- Matos, M., Alho, A. M., Owen, S. P., Nunes, T. & Madeira de Carvalho, L. (2015). Parasite control practices and public perception of parasitic diseases: a survey of dog and cat owners. *Preventive Veterinary Medicine*, 122(1-2), 174-180.
- McGlade, T. R., Robertson, I. D., Elliot, A. D. & Thompson, R. C. A. (2003). High prevalence of *Giardia* detected in cats by PCR. *Veterinary Parasitology*, 110, 197-205.
- Millán, J. & Casanova, J. C. (2009). High prevalence of helminth parasites in feral cats in Majorca Island (Spain). *Parasitology Research*, 106(1), 183-188.
- Mircean, V., Titilincu, A. & Vasile, C. (2010). Prevalence of endoparasites in household cat (*Felis catus*) populations from Transylvania (Romania) and association with risk factors. *Veterinary Parasitology*, 171, 163-166.
- Mircean, V., Gyorke, A., Jarca, A. & Cozma, V. (2011). Prevalence of *Giardia* species in stool samples by ELISA in household cats from Romania and risk factors. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 13(6), 479-482.
- Miró, G. & Gomez, M. (1999). Parte VI: parasitosis del perro y del gato - parasitosis respiratorias y cardiopulmonares: Em Cordero del Campillo, M., Vazquez, F. A. R., Fernandez, A. R. M., Acedo, M. C. S., Rodriguez, S. H., Lopez-Cozar, I. N., Baños, P. D., Romero, H. Q. & Varela, M. C. *Parasitología veterinaria*. (2^a ed.) (pp. 694-701) Madrid: McGraw-Hill Interamericana de España.
- Miró, G., Montoya, A., Jiménez, S., Frisuelos, C., Mateo, M. & Fuentes, I. (2004). Prevalence of antibodies to *Toxoplasma gondii* and intestinal parasites in stray, farm and household cats in Spain. *Veterinary Parasitology*, 126(3), 249-255.
- Miró, G., Hernández, L., Montoya, A., Arranz-Solís, D., Dado, D., Rojo-Montejo, S., Mendoza-Ibarra, J. A., Ortega-Mora, L. M. & Pedraza-Díaz, S. (2011). First description of naturally acquired *Tritrichomonas foetus* infection in a persian cattery in Spain. *Parasitology Research*, 109(4), 1151-1154.
- Monticello, T. M., Levy, M. G., Bunch, S. E. & Fairley, R. A. (1987). Cryptosporidiosis in a feline leukemia virus-positive cat. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 191(6), 705-706.
- Mostegl, M. M., Wetscher, A., Richter, B., Nedorost, N., Dinhopf, N. & Weissenböck, H. (2012). Detection of *Tritrichomonas foetus* and *Pentatrichomonas hominis* in intestinal tissue specimens of cats by chromogenic in situ hybridization. *Veterinary Parasitology*, 183(3-4), 209-214.

- Mtambo, M. M. A., Nash, A. S., Blewett, D. A., Smith, H. V. & Wright, S. (1991). *Cryptosporidium* infection in cats: prevalence of infection in domestic and feral cats in the Glasgow area. *The Veterinary Record*, 129(23), 502-504.
- Möstl, K., Egberink, H., Addie, D., Frymus, T., Boucraut-Baralon, C., Truyen, U., Hartmann, K., Lutz, H., Gruffydd-Jones, T., Radford, A. D., Lloret, A., Pennisi, M. G., Hosie, M. J., Marsilio, F., Thiry, E., Belák, S. & Horzinek, M. C. (2013). ABCD guidelines: prevention of infectious diseases in cat shelters. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 15, 546-554.
- Nabais, J., Alho, A. M., Gomes, L., Ferreira da Silva, J., Nunes, T., Vicente, G. & Madeira de Carvalho, L. (2014). *Aelurostrongylus abstrusus* in cats and *Angiostrongylus vasorum* in dogs from Lisbon, Portugal. *Acta Parasitológica Portuguesa*, 20(1/2), 35-40.
- Näreaho, A., Puomio, J., Saarinen, K., Jokelainen, P., Juselius, T. & Sukura, A. (2012). Feline intestinal parasites in Finland: prevalence, risk factors and anthelmintic treatment practices. *Journal of feline medicine and surgery*, 14(6), 378-383.
- Nelson, R. W. & Couto, C. G. (2014). *Small Animal Internal Medicine*. (5th ed.). (pp. 465-471). St. Louis, Missouri: Elsevier.
- Nichol, S., Ball, S. J. & Snow, K. R. (1981). Prevalence of intestinal parasites in feral cats in some urban areas of England. *Veterinary Parasitology*, 9, 107-110.
- Nijse, R., Mughini-Gras, L., Wagenaar, J. A., Franssen, F. & Ploeger, H. W. (2015). Environmental contamination with *Toxocara* eggs: a quantitative approach to estimate the relative contributions of dogs, cats and foxes, and to assess the efficacy of advised interventions in dogs. *Parasites & Vectors*, 8, 397.
- Nijse, R., Ploeger, H. W., Wagenaar, J. A. & Mughini-Gras, L. (2016). Prevalence and risk factors for patent *Toxocara* infections in cats and cat owners' attitude towards deworming. *Parasitology Research*, 115(12), 4519-4525.
- Öge, H., Öge, S., Özbakış, G. & Gürcan, S. (2014). Comparison of *Toxocara* eggs in hair and faecal samples from owned dogs and cats collected in Ankara, Turkey. *Veterinary Parasitology*, 206, 227-231.
- Okamoto, S., Wakui, M., Kobayashi, H., Sato, N., Ishida, A., Tanabe, M., Takeuchi, T., Fukushima, S., Yamada, T. & Ikeda, Y. (1998). *Tritrachomonas foetus* meningoencephalitis after allogeneic peripheral blood stem cell transplantation. *Bone Marrow Transplantation*, 21(1), 89-91.
- Olsen, C. S., Willesen, J. L., Pipper, C. B. & Mejer, H. (2015). Occurrence of *Aelurostrongylus abstrusus* (Railliet, 1898) in danish cats: a modified lung digestion method for isolating adult worms. *Veterinary Parasitology*, 210, 32-39.
- Overgaauw, P. A. M., van Zutphen, L., Hoek, D., Yaya, F. O., Roelfsema, J., Pinelli, E., van Knapen, F. & Kortbeek, L. M. (2009). Zoonotic parasites in fecal samples and fur from dogs and cats in The Netherlands. *Veterinary Parasitology*, 163, 115-122.

- Palmer, C. S., Thompson, R. C. A., Traub, R. J., Rees, R. & Robertson, I. D. (2008). National study of the gastrointestinal parasites of dogs and cats in Australia. *Veterinary Parasitology*, 151(2-4), 181-190.
- Paris, J. K., Wills, S., Balzer, H. J., Shaw, D. J. & Gunn-Moore, D. (2014). Enteropathogen co-infection in UK cats with diarrhoea. *BMC Veterinary Research*, 10, 13.
- Payo-Puente, P., Botelho-Dinis, M., Urueña, A. M. C., Payo-Puente, M., Gonzalo-Orden, J. M. & Rojo-Vazquez, A. (2008). Prevalence study of the lungworm *Aelurostrongylus abstrusus* in stray cats of Portugal. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 10, 242-246.
- Pechman, R. D. (1984). Newer knowledge of feline bronchopulmonary disease. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*, 14, 1007-1019.
- Pechman, R. D. (1994). Respiratory parasites. In: Sherding, R. G (Eds). The cat: diseases and clinical management. (2nd ed.). (pp. 613-622). New York: Churchill Livingstone.
- Pennisi, M. G., Niutta, P. P. & Giannetto, S. (1994). Parásitos pulmonares en el gato (*Aelurostrongylus abstrusus*). *Révue de Médecine Vétérinaire*, 11, 568-572.
- Petavy, A. F., Tenora, F., Deblock, S. & Sargent, V. (2000). *Echinococcus multilocularis* in domestic cats in France: a potential risk factor for alveolar hydatid disease contamination in humans. *Veterinary Parasitology*, 87(2-3), 151-156.
- Petry, G., Kruedewagen, E., Kampkoetter, A. & Krieger, K. (2011). Efficacy of emodepside/toltrazuril suspension (Procox® oral suspension for dogs) against mixed experimental *Isospora felis*/*Isospora rivolta* infection in cats. *Parasitology Research*, 109(Suppl 1), S29-S36.
- Pieniazek, N. J., Bornay-Llinares, F. J., Slemenda, S. B., da Silva, A. J., Moura, I. N. S., Arrowood, M. J., Ditrich, O. & Addiss, D. G. (1999). New *Cryptosporidium* genotypes in HIV-infected persons. *Emerging Infectious Diseases*, 5(3), 444-449.
- Profizi, C., Cian, A., Meloni, D., Hugonnard, M., Lambert, V., Groud, K., Gagnon, A. C., Viscogliosi, E. & Zenner, L. (2013). Prevalence of *Tritrichomonas foetus* infections in French catteries. *Veterinary Parasitology*, 196, 50-55.
- Raab, O., Greenwood, S., Vanderstichel, R. & Gelens, H. (2016). A cross-sectional study of *Tritrichomonas foetus* infection in feral and shelter cats in Prince Edward Island, Canada. *Canadian Veterinary Journal*, 57(3), 265-270.
- Rambozzi, L., Menzano, A., Mannelli, A., Romano, S. & Isaia, M. C. (2007). Prevalence of cryptosporidian infection in cats in Turin and analysis of risk factors. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 9(5), 392-396.
- Raether, W. & Hänel, H. (2004). Epidemiology, clinical manifestations and diagnosis of zoonotic cestode infections: an update. *Parasitology Research*, 91(5), 412-438.
- Reinhardt, S., Ottenjann, M., Schunack, B. & Kohn, B. (2004). Lungworm disease (*Aelurostrongylus abstrusus*) in a cat. *Kleintierpraxis*, 49, 239-246.

- Ribeiro, V. M. & Lima, W. S. (2001). Larval production of cats infected and re-infected with *Aelurostrongylus abstrusus* (Nematoda: Protostrongylidae). *Révue de Médecine Vétérinaire*, 152, 815-829.
- Riggio, F., Mannella, R., Ariti, G. & Perrucci, S. (2013). Intestinal and lung parasites in owned dogs and cats from central Italy. *Veterinary Parasitology*, 193, 78-84.
- Rinaldi, L., Cringoli, G., Pepe, P., Beugnet, F. & Ballweber, L. (2015). Internal parasitoses of cats: coproscopy diagnosis. Em F. Beugnet & L. Halos (Edits.), *Parasitoses & Vector Borne Diseases of Cats*. (pp. 119-147). Lyon: Merial.
- Robertson, I. D. & Thompson, R. C. (2002). Enteric parasitic zoonoses of domesticated dogs and cats. *Microbes and Infection*, 4(8), 867-873.
- Rodríguez-Ponce, E., González, J. F., Conde, F. M., Hernández, J. N. & Raduan, J. J. (2016). Epidemiological survey of zoonotic helminths in feral cats in Gran Canaria island (Macaronesian archipelago-Spain). *Acta Parasitologica*, 61(3), 443-450.
- Rosado, T. W., Specht, A. & Marks, S. L. (2007). Neurotoxicosis in 4 cats receiving ronidazole. *Journal of Veterinary Internal Medicine*, 21(2), 328-331.
- Ryan, U. & Cacciò, S. M. (2013). Zoonotic potential of *Giardia*. *International Journal for Parasitology*, 43(12-13), 943-956.
- Sabshin, S. J., Levy, J. K., Tupler, T., Tucker, S. J., Greiner, E. C. & Leutenegger, C. M. (2012). Enteropathogens identified in cats entering a Florida animal shelter with normal feces or diarrhea. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 241(3), 331-337.
- Santos, B. R. (2016). *Rastreio de Metastrongilídeos pulmonares em gatos domésticos (Felis silvestris catus) na área metropolitana de Lisboa, Portugal*. Dissertação de Mestrado Integrado em Medicina Veterinária. Lisboa: Faculdade de Medicina Veterinária – Universidade de Lisboa.
- Schmidt, G. & Roberts, L. (2008). *Foundations of Parasitology*. (8th ed.). New York: McGraw Hill.
- Scorza, A. V., Radecki, S. V. & Lappin, M. R. (2005). Efficacy of a combination of febantel, pyrantel, and praziquantel for the treatment of kittens experimentally infected with *Giardia* species. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 8(1), 7-13.
- Scorza, A. V. & Lappin, M. R. (2007). Co-infection of *Cryptosporidium* and *Giardia* in naturally infected cats, in *Diagnosis and Treatment of Cryptosporidiosis and Giardiasis in Cats and Dogs in the United States*. Fort Collins, CO, Clinical Sciences, Colorado State University.
- Scorza, V. & Tangtrongsup, S. (2010). Update on the diagnosis and management of *Cryptosporidium* spp infections in dogs and cats. *Topics in Companion Animal Medicine*, 25(3), 163-169.

- Scorza, V. & Lappin, M. R. (2015). Internal parasitoses of cats: giardiosis. Em F. Beugnet & L. Halos (Edits.), *Parasitoses & Vector Borne Diseases of Cats*. (pp. 67-73). Lyon: Merial.
- Scott, D. W. (1972). Current knowledge of aelurostrongylosis in the cat: literature review and case reports. *The Cornell Veterinarian*, 63(3), 483-500.
- Shah, H. L. (1971). The life cycle of *Isospora felis* Wenyon, 1923, a coccidium of the cat. *Journal of Protozoology*, 18, 3-17.
- Sherding, R. (2001). Broncho-pulmonary parasite infections. In: *Proceedings of the World Small Animal Veterinary Association (WSAVA) Congress*, September, Vancouver, Canada.
- Slapeta, J., Craig, S., McDonell, D. & Emery, D. (2010). *Tritrichomonas foetus* from domestic cats and cattle are genetically distinct. *Experimental Parasitology*, 126, 209-213.
- Spada, E., Proverbio, D., Pepa, A. D., Domenichini, G., De Giorgi, G. B., Traldi, G. & Ferro, E. (2013). Prevalence of faecal-borne parasites in colony stray cats in northern Italy. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 15(8), 672-677.
- Spitz dos Santos, C., de Jesus, V. L. T., McIntosh, D., Berto, B. P. & Lopes, C. W. G. (2015). Co-infection by *Tritrichomonas foetus* and *Pentatrichomonas hominis* in asymptomatic cats. *Pesquisa Veterinária Brasileira*, 35(12), 981-989.
- Stauffer, S. H., Birkenheuer, A. J., Levy, M. G., Marr, H. & Gookin, J. L. (2008). Evaluation of four DNA extraction methods for the detection of *Tritrichomonas foetus* in feline stool specimens by polymerase chain reaction. *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation*, 20, 639-641.
- Stockdale, H. D., Spencer, J. A., Dykstra, C. C., Blagburn, B. L., West, G. S., Hanks, T., McMillan, K. L. & Whitley, M. (2006). Feline trichomoniasis: an emerging disease? *Compendium of Continuing Education for the Practicing Veterinarian*, 28, 463-471.
- Stockdale, H., Rodning, S., Givens, M., Carpenter, D., Lenz, S., Spencer, J., Dykstra, C., Lindsay, D. & Blagburn, B. (2007). Experimental infection of cattle with a feline isolate of *Tritrichomonas foetus*. *Journal of Parasitology*, 93(6), 1429-1434.
- Stockdale, H. D., Dillon, A. R., Newton, J. C., Bird, R. C., BonDurant, R. H., DeInnocentes, P., Barney, S., Bulter, J., Land, T., Spencer, J. A., Lindsay, D. S. & Blagburn, B. L. (2008). Experimental infection of cats (*Felis catus*) with *Tritrichomonas foetus* isolated from cattle. *Veterinary Parasitology*, 154, 156-161.
- Stockdale, H. D., Givens, M. D., Dykstra, C. & Blagburn, B. L. (2009). *Tritrichomonas foetus* infections in surveyed pet cats. *Veterinary Parasitology*, 160(1-2), 13-17.
- Swerczek, T. W., Nielsen, S. W. & Helmboldt, C. F. (1970). Ascariasis causing pulmonary arterial hyperplasia in cats. *Research in Veterinary Science*, 11, 103-105.
- Swerczek, T. W., Nielsen, S. W. & Helmboldt, C. F. (1971). Transmammary passage of *Toxocara cati* in the cat. *American Journal of Veterinary Research*, 32, 89-92.

- Takeuchi-Storm, N., Mejer, H., Al-Sabi, M. N. S., Olsen, C. S., Thamsborg, S. M. & Enemark, H. L. (2015). Gastrointestinal parasites of cats in Denmark assessed by necropsy and concentration McMaster technique. *Veterinary Parasitology*, 214, 327-332.
- Tamponi, C., Varcasia, A., Brianti, E., Pipia, A. P., Frau, V., Parpaglia, M. L. P., Sanna, G., Garippa, G., Otranto, D. & Scala, A. (2014). New insights on metastrongyloid lungworms infecting cats of Sardinia, Italy. *Veterinary Parasitology*, 203, 222-226.
- Thompson, R. C., Reynoldson, J. A. & Manger, B. R. (1991). In vitro and in vivo efficacy of epsiprantel against *Echinococcus granulosus*. *Research in Veterinary Science*, 51, 332-334.
- Thompson, R. C., Hopkins, R. M. & Homan, W. L. (2000). Nomenclature and genetic groupings of *Giardia* infecting mammals. *Parasitology Today*, 16(5), 210-213.
- Thompson, A. & MacManus, D. (2002). Towards a taxonomic revision of the genus *Echinococcus*. *Trends in Parasitology*, 18(10), 452-456.
- Tolbert, M. K. & Gookin, J. L. (2009). *Tritrichomonas foetus*: a new agent of feline diarrhea. *Compendium of Continuing Education for the Practicing Veterinarian*, 31(8), 374-381.
- Traversa, D., Di Cesare, A., Milillo, P., Iorio, R. & Otranto, D. (2008a). *Aelurostrongylus abstrusus* in a feline colony from central Italy: clinical features, diagnostic procedures and molecular characterization. *Parasitology Research*, 103, 1191-1196.
- Traversa, D., Lia, R. P., Iorio, R., Boari, A., Paradies, P., Capelli, G., Avolio, S. & Otranto, D. (2008b). Diagnosis and risk factors of *Aelurostrongylus abstrusus* (Nematoda, Strongylida) infection in cats from Italy. *Veterinary Parasitology*, 153, 182-186.
- Traversa, D., Iorio, R. & Otranto, D. (2008c). Diagnostic and clinical implications of a nested PCR specific for ribosomal DNA of the feline lungworm *Aelurostrongylus abstrusus* (Nematoda, Strongylida). *Journal of Clinical Microbiology*, 46, 1811-1817.
- Traversa, D. & Guglielmini, C. (2008d). Feline aelurostrongylosis and canine angiostrongylosis: a challenging diagnosis for two emerging verminous pneumonia infections. *Veterinary Parasitology*, 157, 163-174.
- Traversa, D., Milillo, P., Di Cesare, A., Lohr, B., Iorio, R., Pampurini, F., Schaper, R., Bartolini, R. & Heine, J. (2009a). Efficacy and safety of emodepside 2.1%/praziquantel 8.6% spot-on formulation in the treatment of feline aelurostrongylosis. *Parasitology Research*, 105, 83-89.
- Traversa, D., Di Cesare, A., Milillo, P., Lohr, B., Iorio, R., Pampurini, F., Schaper, R., Paoletti, B. & Heine, J. (2009b). Efficacy and safety of imidacloprid 10%/moxidectin 1% spot-on formulation in the treatment of feline aelurostrongylosis. *Parasitology Research*, 105, 55-62.
- Traversa, D., Di Cesare, A. & Conboy, G. (2010). Canine and feline cardiopulmonary parasitic nematodes in Europe: emerging and underestimated. *Parasites & Vectors*, 3(1), 62.

- Traversa, D. (2012). Pet roundworms and hookworms: a continuing need for global worming. *Parasites & Vectors*, 5(1), 91–110.
- Traversa, D. & Di Cesare, A. (2013). Feline lungworms: what a dilemma. *Trends in Parasitology*, 29(9), 423-430.
- Traversa, D. & Di Cesare, A. (2016). Diagnosis and Management of Lungworm Infections in Cats: Cornerstones, dilemmas and new avenues. *Journal of feline medicine and surgery*, 18(1), 7-20.
- Trees, A. J. (2004). Endoparasites. Em Chandler, E. A., Gaskell, C. J. & Gaskell, R. M., Gaskell. *Feline Medicine and Therapeutics*. (3rd ed.). (pp. 697-707). Blackwell Publishing.
- Tysnes, K., Gjerde, B., Nødtvedt, A. & Skancke, E. (2011). A cross-sectional study of *Tritrichomonas foetus* infection among healthy cats at shows in Norway. *Acta Veterinaria Scandinavica*, 53, 39.
- Tzannes, S., Batchelor, D. J., Graham, P. A., Pinchbeck, G. L., Wastling, J. & German, A. J. (2008). Prevalence of *Cryptosporidium*, *Giardia* and *Isospora* species infections in pet cats with clinical signs of gastrointestinal disease. *Journal of feline medicine and surgery*, 10(1), 1-8.
- Tzipori, S. & Ward, H. (2002). Cryptosporidiosis: biology, pathogenesis and disease. *Microbes and Infection*, 4, 1047-1058.
- Uga, S. & Kataoka, N. (1995). Measures to control *Toxocara* egg contamination in sandpits of public parks. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 52(1), 21-24.
- Umhang, G., Forin-Wiart, M. A., Hormaz, V., Caillot, C., Boucher, J. M., Poulle, M. L. & Boué, F. (2015). *Echinococcus multilocularis* detection in the intestines and feces of free-ranging domestic cats (*Felis s. catus*) and European wildcats (*Felis s. silvestris*) from northeastern France. *Veterinary Parasitology*, 214(1-2), 75-79.
- Upton, S. J. & Current, W. L. (1985). The species of *Cryptosporidium* (Apicomplexa: Cryptosporidiidae) infecting mammals. *Journal of Parasitology*, 71(5), 625-629.
- Urquhart, G. M., Armour, J., Duncan, J. L., Dunn, A. M. & Jennings, F. W. (1996). *Veterinary Parasitology*. (2nd ed.). Oxford: Blackwell Science Ltd.
- Valente, J. D., Manteigas, F. S., Santos, F. A., Fonseca, M. J., Delgado, R. L. & Bagarrão, S. A. (2015). Tricomoníase felina: O primeiro caso reportado em Portugal. *Livro de resumos do VI Encontro de Formação Gratuita da Ordem dos Médicos Veterinários, Lisboa, Portugal, 12-13 Dezembro 2015*.
- van Doorn, D. C., de Bruin, M. J., Jorritsma, R. A., Ploeger, H. W. & Schoormans, A. (2009). Prevalence of *Tritrichomonas foetus* among dutch cats. *Tijdschr Diergeneeskd*, 134(17), 698-700.

- Vaz, Y., Almeida, V., Pereira da Fonseca, I. M., Duarte, A., Madeira de Carvalho, L. M., Meireles, J. A. F. S. & Fazendeiro, M. I. (2005). Estudo de doenças transmissíveis em populações de gatos errantes. *Revista Portuguesa de Ciências Veterinárias*, (Suplemento), 9-10.
- Villeneuve, A., Polley, L., Jenkins, E., Schurer, J., Gilleard, J., Kutz, S., Conboy, G., Benoit, D., Seewald, W. & Gagné, F. (2015). Parasite prevalence in fecal samples from shelter dogs and cats across the Canadian provinces. *Parasites & Vectors*, 8, 281.
- Waap, H., Gomes, J. & Nunes, T. (2013). Parasite communities in stray cat populations from Lisbon, Portugal. *Journal of Helminthology*, 88, 389-395.
- Walden, H. S., Dykstra, C., Dillon, A., Rodning, S., Givens, D., Bird, R., Newton, J. & Lindsay, D. (2013). A new species of *Tritrichomonas* (Sarcomastigophora: Trichomonida) from the domestic cat (*Felis catus*). *Parasitology Research*, 112(6), 2227-2235.
- Webster, J. P. & Macdonald, D. W. (1995). Parasites of wild brown rats (*Rattus norvegicus*) on UK farms. *Parasitology*, 111, 247.
- Wolfe, A. & Wright, I. P. (2003). Human toxocariasis and direct contact with dogs. *Veterinary Record*, 152(14), 419-422.
- Xenoulis, P. G., Saridomichelakis, M. N., Read, S. A., Suchodolski, J. S. & Steiner, J. M. (2010). Detection of *Tritrichomonas foetus* in cats in Greece. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 12, 831-833.
- Xenoulis, P. G., Lopinski, D. J., Read, S. A., Suchodolski, J. S. & Steiner, J. M. (2013). Intestinal *Tritrichomonas foetus* infection in cats: a retrospective study of 104 cases. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 15(12), 1098-1103.
- Yaeger, M. J. & Gookin, J. L. (2005). Histologic features associated with *Tritrichomonas foetus*-induced colitis in domestic cats. *Veterinary Pathology*, 42, 797-804.
- Yao, C. & Köster, L. S. (2015). *Tritrichomonas foetus* infection, a cause of chronic diarrhea in the domestic cat. *Veterinary Research*, 46, 35.
- Zajac, A. M. & Conboy, G. A. (2012). *Veterinary Clinical Parasitology*. (8th ed.). (pp. 40-72). Wiley- Blackwell.

Anexos

Anexo A – Indicações para preparação do Ronidazol pela Sociedade Internacional de Medicina Felina



International Cat Care
High Street
Tisbury
Wiltshire
SP3 6LD
UK

t. +44 (0)1747 871872
e. info@icatcare.org
w. www.icatcare.org

RONIDAZOLE

Handout for Veterinary Surgeons

Ronidazole is not licensed for use in cats; it should only be used with caution and with informed, signed, owner consent.

Ronidazole (10% powder preparation) is used to treat a condition commonly associated with birds (e.g. pigeons). However, it is not available in this form in the UK, and the consistency of the 10% formulation is difficult to guarantee. Therefore, we have gained permission from the Veterinary Medicines Directorate (VMD) to use 100% pure chemical grade ronidazole to treat a condition mainly associated with cats. This is also the form that is now used in the USA.

In the UK ronidazole can be obtained:

- In a capsule or liquid form from Nova Laboratories, Tel: 0116 223 0099 or
- In a tablet form from Summit Veterinary Pharmaceuticals Limited Tel: 0800 440 2471.

While the VMD have agreed to our use of this chemical in these cats, *they strongly recommend that detailed records are maintained and that no cat is treated without first obtaining informed, signed, owner consent.* In addition, we should compile data on all potential adverse effects: send case information on any potential adverse effects to Danielle.Gunn-Moore@ed.ac.uk.

Care should be exercised in the use of ronidazole; there are very few studies of its use in cats, and long-term studies in other species have suggested potential toxicity concerns (and in many countries its use in food-producing animals has been banned to minimise human exposure). Careful handling of the drug is therefore advised.

THE CRUSHING AND SPLITTING OF TABLETS AND CAPSULES IS NOT RECOMMENDED

Further information can be obtained by contacting Danielle Gunn-Moore:

Email: Danielle.Gunn-Moore@ed.ac.uk.

Tel: 44 (0)131 650 7650 Fax: 44 (0)131 650 7652

April 2014



International Cat Care is a charity registered in England and Wales, Charity No. 1107342 and a company limited by guarantee, Company No. 6002684
Registered office: High Street, Tisbury, Wiltshire SP3 6LD, UK VAT Registration No. GB 868 9025 76

Anexo B – Comunicação oral apresentada no VI Encontro de Formação da Ordem dos Médicos Veterinários em Dezembro de 2015.



Rastreio de Parasitas Gastrointestinais e Pulmonares em Gatos de Gatis

Distritos de Lisboa e Setúbal

Iris Carvalho¹, A.M. Alho¹, L. Gomes¹, M.J. Fonseca², L. Madeira de Carvalho¹

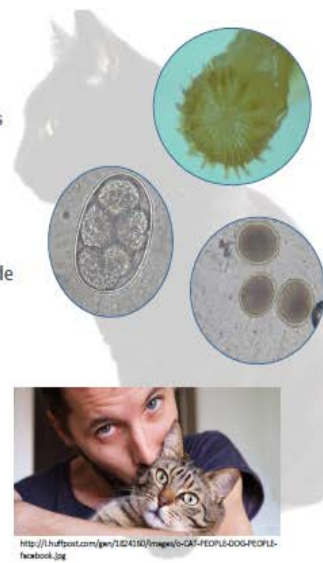
¹Centro de Investigação Interdisciplinar em Saúde Animal (CIISA), Faculdade de Medicina Veterinária, Universidade de Lisboa, Portugal
²Hospital do Gato, Lisboa, Portugal

Lisboa, 12 de Dezembro 2015
 VI Congresso OMV



Introdução

- ✓ Os gatos são hospedeiros de diversos parasitas, incluindo alguns com potencial zoonótico
(T. cati, Taenia spp., A. tubaeforme)
- ✓ Popularidade do gato como animal de companhia
 (↑ risco de transmissão de ag. zoonóticos)



http://www.adorer.com/wp-content/uploads/2015/06/Cat-kissing-child-shutterstock_139490340.jpg

<http://i.huffpost.com/gen/1324192/images/6-CAT-PEOPLES-DOGS-PEOPLE-facebook.jpg>

Estudos epidemiológicos Felídeos de Portugal: fauna parasitológica GI e Pulmonar

		Prevalência Global
Waap H, Gomes J, Nunes T (2013)	"Parasite communities in stray cat populations from Lisbon, Portugal."	90,7%
Ferreira F5 et al. (2011)	"Intestinal parasites in dogs and cats from the district of Évora, Portugal."	39,2% (gatos 32%)
Duarte et al. (2010)	"Survey of infectious and parasitic diseases in stray cats at the Lisbon Metropolitan Area, Portugal."	23,1% <i>(T.cati 10,8%; A.tubaeforme 0,4%)</i>
Payo-Puente P. et al. (2008)	"Prevalence study of the lungworm <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> in stray cats of Portugal."	17,4%

Objetivos

- ✓ Avaliar a prevalência de parasitas gastro-intestinais e pulmonares em gatos mantidos em gatis
 - distritos de Lisboa e Setúbal-



Comunicação oral realizada pela aluna com os resultados preliminares dos trabalhos desta Dissertação de Mestrado, para o VI Encontro de Formação da Ordem dos Médicos Veterinários, que decorreu em Lisboa a 12 e 13 de Dezembro de 2015.

Anexo C – Poster apresentado no Congresso da Sociedade Internacional de Medicina Felina de 29 de Junho a 3 de Julho de 2016.



Poster realizado pela aluna com os resultados preliminares dos trabalhos desta Dissertação de Mestrado, para o Congresso Europeu da Sociedade Internacional de Medicina Felina que decorreu em Malta de 29 de Junho a 3 de Julho de 2016.

Anexo D – Poster apresentado no 7º Encontro de Formação da Ordem dos Médicos Veterinários em Novembro de 2016.



TRÊS CASOS FATAIS de PNEUMONIA VERMINOSA em GATOS DOMÉSTICOS por *Aelurostrongylus abstrusus*

Íris Carvalho^{1*}, Ana Margarida Alho¹, Jorge J. Correia¹, Luís Madeira de Carvalho¹

¹CIISA, Faculdade de Medicina Veterinária, Universidade de Lisboa (FMV-ULisboa), Portugal. *E-mail: iris.felinevet@gmail.com



INTRODUÇÃO

Aelurostrongylus abstrusus é um nemátode pulmonar de felídeos, agente de pneumonias verminosas. Este é frequentemente subdiagnosticado por não ser incluído no diagnóstico diferencial de sinais respiratórios e pela raridade de utilização da técnica de Baermann (gold standard). Estudos *post-mortem* em gatos naturalmente infetados por *A. abstrusus* em Portugal são escassos, pelo que se procedeu à caracterização das lesões pulmonares encontradas nas necrópsias de 3 felídeos, cuja gravidade da afeição se revelou fatal apesar do controlo anti-parasitário instituído.

MÉTODOS

A infeção foi detetada pela técnica de Baermann em amostras fecais de 3 felídeos errantes, com idades entre 4-8 meses, que apresentavam anorexia, letargia, pirexia, corrimento nasal purulento, dispneia, taquipneia e diarreia. Apesar de desparasitados com milbemicina oxima e praziquantel, o quadro clínico deteriorou-se drasticamente, tendo sido submetidos a eutanásia. Na necrópsia foi efetuado esfregaço por aposição e corte histológico de pulmão assim como técnica de Baermann a partir de pulmão.

RESULTADOS

Pela técnica de Baermann observaram-se ovos e larvas L1 com movimentação ativa (Figs.1-2). O esfregaço pulmonar apresentava ovos embrionados e larvas de primeiro estágio (L1), com 300-390µm de comprimento e extremidade posterior em forma de "S", com entalhe dorsal (Fig.3). Na necrópsia observou-se pneumonia granulomatosa, congestão e lesões nodulares múltiplas (Fig.4) nos 3 animais, bem como pleurisia sero-fibrinosa, hemorrágica e sinfisiária (Fig.5) num dos casos. A nível histopatológico observaram-se ovos embrionados, larvas L1 e formas adultas no lúmen alveolar (Figs.6-9). Identificaram-se lesões difusas de pneumonia exsudativa (Fig.9), intersticial e granulomatosa. Outras alterações encontradas foram hiperplasia do músculo liso (Fig.10) e presença de infiltrados linfóides, eosinofílicos e de células inflamatórias macrofágicas.

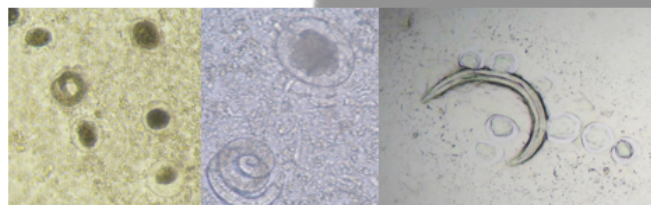


Fig.1 e 2 – Ovos embrionados e ovos com L1 na técnica de Baermann a partir de fragmento de pulmão (100X)

Fig.3 - L1 e ovos embrionados no esfregaço pulmonar de aposição (100X)

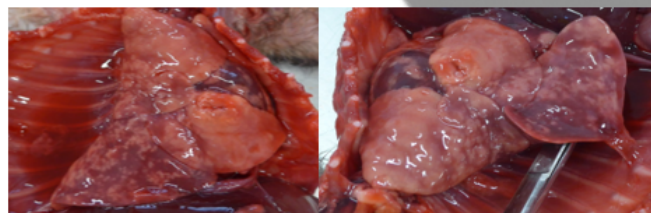


Fig.4 - Pneumonia granulomatosa com congestão e lesões nodulares

Fig.5 - Pleurisia sero-fibrinosa, hemorrágica e sinfisiária

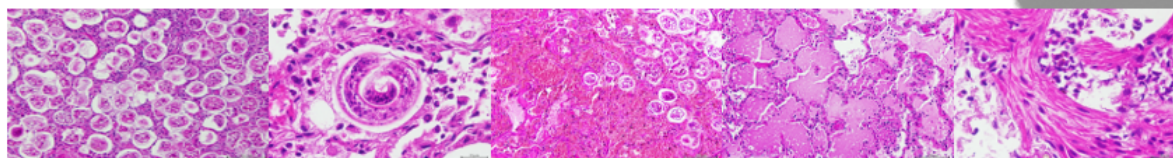


Fig.6 – Formas adultas de *A. abstrusus* no lúmen alveolar (H&E 100X)

Fig.7 – Larva L1 no lúmen alveolar (H&E 400X)

Fig.8 – Lesões hemorrágicas graves e observam-se formas adultas (H&E 100X)

Fig.9 – Pneumonia exsudativa com lesões de alveolite sero-fibrinosa (H&E 100X)

Fig.10 – Hiperplasia do músculo liso (H&E 400X)

CONCLUSÕES

As lesões observadas *post-mortem* permitiram complementar o conhecimento sobre o potencial patogénico de *A. abstrusus* nestes felídeos, uma vez que o grau de parasitismo e a gravidade das lesões impediram o sucesso da terapêutica e a recuperação dos animais. A gravidade da patologia pulmonar observada alertam para a necessidade de sensibilizar a comunidade médico-veterinária para um diagnóstico atempado e uma terapêutica dirigida, de modo a efetuar um controlo eficaz da aelurostrongilose felina em Portugal.

Trabalho financiado pelo projecto UID/CVT/00276/2013 CIISA-FMV-ULisboa, da Fundação para a Ciência e a Tecnologia (FCT)

Poster realizado pela aluna para o 7º Encontro de Formação da Ordem dos Médicos Veterinários que decorreu em Lisboa nos dias 26 e 27 de Novembro de 2016.